REVISTA BRASILEIRA DE BIOLOGIA

VOLUME 15 | ABRIL, 1955 | NÚMERO 1

OCCURRENCE OF A TRYPSIN INHIBITING FACTOR IN THE SEEDS OF "CANAVALIA ENSIFORMIS"[1]

FERNANDO BRAGA UBATUBA
Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, D.F.

(With 3 text-figures)

Trypsin inhibiting substances are know since 1934 when BALLS & SWENSON successfully concentrated a peptone from hen's egg white that counteracted the proteolytic activity of trypsin. Very soon other inhibiting factors were characterized and isolated from various animal and vegetables tissues. KUNITZ & NORTHROP (1936) have isolated a crystalline polypeptide from mammal pancreas that combines reversibly with crystalline trypsin, forming an inactive addition compound which dissociates in acid medium thus liberating the trypsin. SCHMITZ (1938) postulated the occurrence of a similar trypsin inhibiting substance in vertebrate blood. HAM & SANDSTEDT (1944) and BOWMANN (1944) described another trypsin inhibiting factor in the seeds of different *Leguminosae* (soybean, navy beans and velvet bean). KUNITZ (1945, 1946) again succeed in isolating and crystallizing from soybean meal a native globulin that combines with trypsin forming an irreversible stoichiometric compound (KUNITZ, 1947).

The existence of these natural trypsin inhibiting substances in food materials could explain certain facts related to their nutritional value which is the special case of the soybean flour. Notwithstanding the conflicting evidence regarding the digestibility of raw soybean meal, the different authors generally agree that its nutritional value is improved by heating (PAINE & STUART, 1944; ALMQUIST, 1951). The papers of KLOSE et al. (1946) and of HAM et al. (1945) suggest that this improvement is due, at least partly to the destruction of the trypsin inhibitor.

Jackbeans are not used as an animal food material in spite of their apparent high protein content[2] for reasons not yet well established.

[1] Received for publication November 22, 1954.

[2] The protein content of food materials is usually determined by nitrogen analysis (kjeldahl) without a correction for non proteic nitrogen. Jackbean is particularly rich in non proteic nitrogen as canavanine, tyrosine, glutamine and asparagine. Microkjeldahl determinations in jackbean meal with Se-Cu adjuvants reveal 35.3% protein for "Goiás" sample

According to certain authors this is due to the toxic properties of the seeds or to the refusing of the meal, however definite conclusions have not yet been presented (OTERO, 1952). In attempting to elucidate the subject and remembering certain biochemical similitudes between soybean and jackbeans we have tried to detect a trypsin inhibiting substance in these beans; the presence of such a inhibitor in the raw beans should explain the reason of the alleged not clearly defined symptoms presented by the animals that have eaten the raw seeds.

METHODS

Canavalia ensiformis seeds from Goiás actually being grown at the "Universidade Rural" were used in this work. All the seeds were ground in a cast iron mill, sieved through a 70 mesh screen and the resulting meal stored in well stopped flasks at cold room temperature. Extracts of different concentrations were obtained by extracting the meal with water or a very dilute HCl solution (0.0025 M) for one hour at room temperature; water clear filtrate was always used. Deffating with petroleum ether does not impair the trypsin inhibiting activity of the meal.

In preliminary experiments the inhibiting activity of the extracts on the trypsin proteolytic activity was tested by titration of the digest with 0.1N NaOH in the presence of formaldehyde; as suggested by NORTHROP (1926) two indicators were used, neutral red for the preliminary neutralization to pH 7.0 and phenolphtalein for the final titration to pH 9.0. In most cases, however, we substituted the Sörensen titration for Kunitz casein digestion method, measuring the split products from the hydrolysis with the Folin-Ciocalteu phenol reagent according HERRIOT's method (1941) [3]. Optical density measurements were made at 650 mμ in a Coleman Universal Spectrophotometer, after develloping the colour at 24 ± 0.5°C for 20 minutes. Casein was prepared by HAMMARSTEN's method (1883) from fresh cow milk and dried with alcohol and ether. The trypsin used was a Coleman-Bell powder labelled 1 : 110.

---

and 37.7% for the "Km 47" sample. Ten gram of the last deffated sample were suspended in water and heated for one hour at 100°C and pH 4.5 to denaturate the proteins. After 5 days incubation with saliva at 38°C and pH 7.0 (toluene was used as a preservative) the protein were centrifugated and thoroughly washed with destilled water and dried in an oven at 105°C. Analysis revealed 26.1% protein in the residue. In view of the heterogeneous protein content of the seeds we used the 6.25 conversion factor. Canavanine was isolated from the meal as its flavianate (m.p. 211°C).

[3] Diluted 1 : 2 Folin-Ciocalteu phenol reagent was added from a burette into 25 ml Erlenmeyer flasks at uniforme rate dropping. Three mililiters of the reagent were added to a mixture of 1 ml trichloracetic acid filtrate, 1 ml 0.0025 M $CuSO_4$ and 8 ml 0.5 M NaOH.

RESULTS

Whenever an aqueous jackbean meal extract was added to the trypsin--casein system there was a depression in the tryptic activity. This effect was revealed with both the two methods used in this work. A graded inhibition was obtained with different amounts of extract, as we see in figs. 2 and 3. Control experiments with heated extracts show that a significant destruction of the inhibiting factor had occurred (fig. 1, Table II). A few experiments carried out with the two techniques are described below.

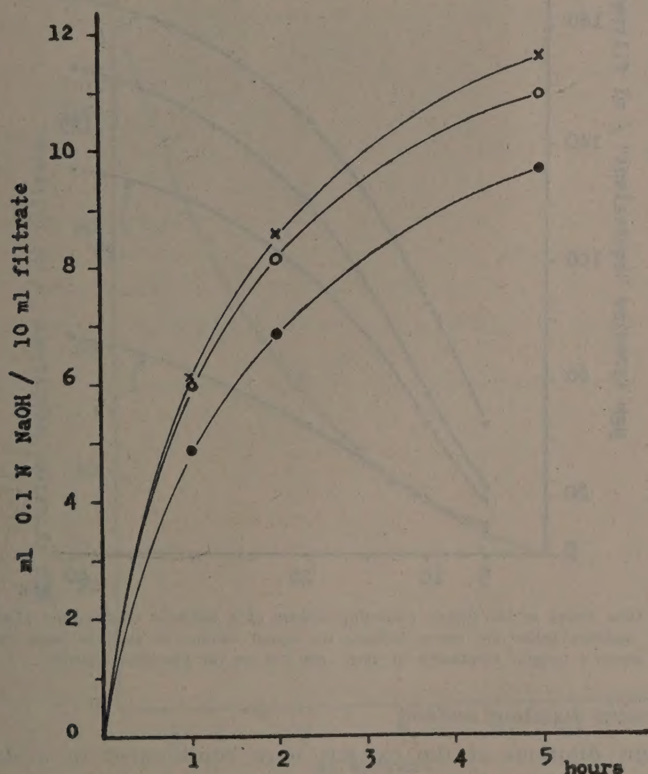


Fig. 1 — *Trypsin inhibiting activity of aqueous jackbean meal extract* (Sörensen formol titration)
x———x Casein + trypsin (control)
○———○ Casein + trypsin + heated extract
●———● Casein + trypsin + unheated extract
Partial inactivation of the extract by heating in a boiling water bath for one hour.

a. *Sörensen formol titration*

Fifty mililiters of a 5% casein solution adjusted to pH 8.0 with NaOH were incubated at 38°C for 5 hours with 50 mg trypsin powder and 10 ml of a 5% aqueous jackbean meal extract. Fifteen mililiters aliquots of the mixture were removed at 0,1, 2 and 5 hours incubation and deproteinized with

one mililiter trichloracetic acid solution (1 g/ml). Control experiments were performed with 10 ml of the heated extract and with 10 ml of water. After filtration, to remove the precipitate, ten mililiters portions of the clear filtrate were transferred to small Erlenmeyer flasks and titrated with 0.1 N NaOH in the presence of enough neutralized formaldehyde to make a concentration of 9%. The results of a typical experiment with an aqueous 5% jackbean meal extract are shown in fig: 1.

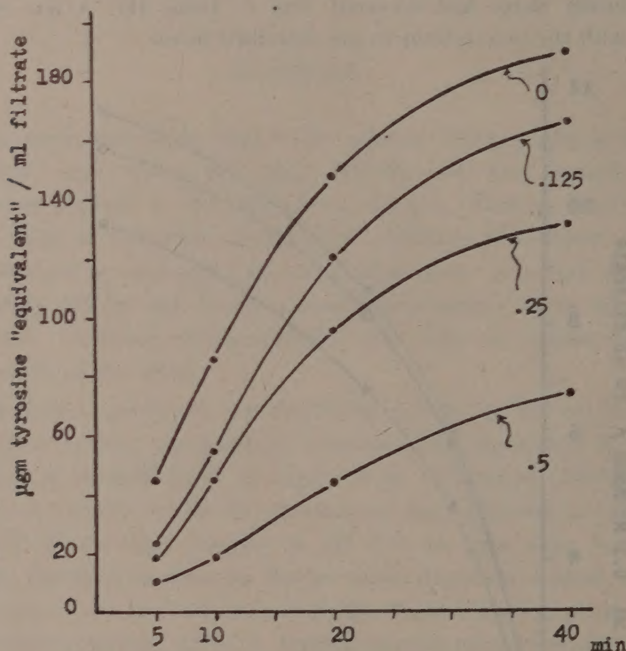


Fig. 2 — *Time curves of the trypsin inhibiting activity of a jackbean meal extract* (Casein digestion method). The numbers below the curves indicate the actual volume of jackbean meal extract present in the system casein + trypsin. Incubation at 35°C, pH 7.6 (0.1M phosphate buffer).

b. *Casein digestion method*

Different dilutions of the extracts were equilibrated in a water bath maintained at 35°C for 5 minutes with an equal volume of trypsin solution and the proteolytic activity of the mixture determined as follows: one mililiter of the mixture was transferred into a series of test tubes containing 1 ml casein solution. Blank controls (zero time reaction) were made by puting 1 ml of the corresponding mixtures in tubes with casein and trichloracetic acid. The reaction was stopped at 5, 10, 20 and 40 minutes by the addition of 3 ml of a 5% trichloracetic acid solution. After removing the precipitate, 1 ml of the resulting water clear filtrate was used for the tyrosine equivalent determinations with the phenol reagent. Results of a typical experiment are shown in Table I and plotted in Fig. 2.

In another series of experiments, varying amounts of extract were incubated in the bath with trypsin solution as already described. One mililiter aliquots were transferred to the tubes with the substrate and the reaction stopped exactly 20 minutes later by the addition of trichloracetic acid solution. Blanks were performed as above described. From this series of experiments the same results were consistently obtained. Results plotted in Fig. 3 are typical and evidenciate an enhancing of the trypsin inhibition by the addition of increasing volumes of the extrat.

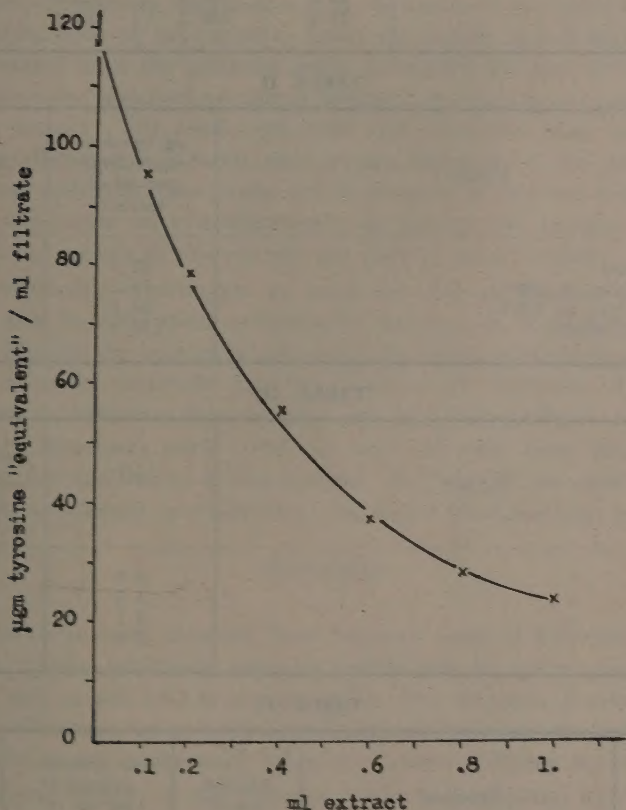


Fig. 3 — Trypsin inhibiting action of increasing volumes of an aqueous 10% jackbean meal extract (Casein digestion method). Incubation at 35°C for 20 minutes in 0.1 M phosphate buffer pH 7.6.

Termolability of the antitrypsin factor

Preliminary experiments with the formol titration technique suggest the termolability of the trypsin inhibiting factor. A further experiment has been conducted with a 5% aqueous extract submitted to a boiling water bath temperature for 30 and 60 minutes. The residual activity has been measured on the casein-trypsin system as before (Table II).

TABLE I

μg tyrosine equivalents correct for the blank values

Time Minutes	Inhibitor extract volume ml			
	0.5	0.25	0.125	0
5	10.8	18.0	22.8	42.0
10	19.2	43.2	52.8	82.8
20	43.2	96.0	120.0	145.2
40	79.2	133.2	164.9	186.0

TABLE II

Extract	μg tyrosine equivalents per *ml* of extract	Inhibition %
Unheated	43.2	70.7
Heated 30 min. at 100°C	79.2	45.5
Heated 60 min. at 100°C	98.4	32.3
Control blank	154.2	—

TABLE III

Extract	*pH*	μg tyrosine equivalents per *ml* of extract
1	4.0	44.4
2	4.5	38.4
3	5.1	38.3
4	5.6	40.8

TABLE IV

Extract	Fraction*	Amount tested	μg tyrosine equivalent per *ml* of extract	Inhibition %
1	"Acetone insoluble" from 5 *g* meal	All	110.4	31.4
	Control blank		160.8	
2	"Alcohol insoluble" from 5 *g* meal	1/20	76.8	49.4
	Control blank		148.8	

* BOWMANN (1946) criteria.

For comparative purposes we tried to extract the active substance from the meal at different pH values. Four 5 g samples of the meal were shaked three hours at room temperature with 0.1 M acetate buffer solutions at various pH values [4]. The results are plotted in Table III and reveal a maximum activity around pH 5.0.

DISCUSSION

In view of obtaining information as to the nature of the inhibiting substance present in the meal we have tried to detect the activity in well known fractions already isolated from the jackbean seeds. Crystalline samples of Concanavalin A and Canavalin [5] obtained according Summer's techniques were free of trypsin inhibiting activity. The results obtained with Canavalin have been expected as the crystallization is induced after trypsin digestion of the crude protein. Experiments with crystalline urease are in progress as only one sample of meal is sufficiently potent for crystallization [6]. In general, our samples of jackbean from different regions of this country are poor in urease activity.

In preliminary experiments we were not able to separate the inhibitor from the meal by adsorption on bentonite, however we could not decide with assurance whether the negative results were due to the inadequacy of the bentonite used or to the particular chemical nature of the inhibitor. The existence of a chemical difference between the soya and the jackbean inhibitors, as suggested by BOWMAN's work (1946) for soya and navy bean inhibitor would be of particular significance in this instance. In Table IV are shown the results obtained in an attempt to characterize this factor from jackbean seeds.

SUMMARY

The jackbean meal obtained from brazilian seeds of *Canavalia ensiformis* contains a trypsin inhibiting substance extractable by water, very dilute hydrochloric acid or pH 5.0.1 M acetate buffer. The substance is relatively stable in neutral solutions even at boiling water bath temperature; the activity is only partially lost at this temperature when the extract is heated for one hour.

Antitryptic activity is not revealed either by crystalline Concanavalin A or crystalline Canavalin.

[4] Measured with a glass electrode (Beckman Model G pH meter).

[5] The meal we used was very poor in Concanavalin B. We obtained beautiful needler with its characteristic solubility properties, but in insufficient amounts for isolation and testing its activity.

[6] Jasckbean meal obtained from the seeds grown at the "Universidade Rural" are very poor in urease activity (49.8 μ/g). The best sample we obtained (Goiás) has 103 μ/g and from this meal pretty characteristic urease crystalls were obtained by Summner's acetone technique. The urease activity of these samples was determined according to SUMMNER & HAND (1928).

In an attempt to differentiate the inhibitor substance from similar present in soybean meal, bentonite adsorption had been found ineffective in removing the activity from the meal. Alcohol and acetone extraction experiments suggest that the activity is bound to the alcohol insoluble residue.

RESUMO

As sementes de feijão de porco (*Canavalia ensiformis*) contêm um fator inhibidor da tripsina que pode ser extraido pela água, por soluções diluidas de ácido cloridrico e por tampão de acetato 0.1 M (pH 4.0-5.6). O fator é relatívamente termoestavel pois só é parcialmente inativado pelo aquecimento em banho dágua fervente durante 1 hora. Duas amostras de Concanavalina A e de Canavalina isoladas das sementes e cristalizadas, mostraram-se inativas. O fator não é adsorvido pela bentonita e está ligado à fração insolúvel no álcool.

REFERENCES

ALMQUIST, H.J., 1951, *Nutritional applications of the aminoacids*. In Greenberg's Aminoacids and Proteins, C. Thomas.

BALLS, A.K. & SWENSON, T.L., 1934, The antitrypsin of egg white. *J. Biol. Chem.*, 106 : 409.

BOWMANN, D.E., 1944, Fractions derived from Soy Beans and Navy Beans which retard tryptic digestion of casein. *Proc. Soc. exp. Biol.*, 57 : 139.

BOWMANN, D.E., 1946, Differentiation of Soy Bean antitryptic factors. *Proc. Soc. exp. Biol.*, 63 : 547.

HAM, W.E. & SANDSTEDT, R.M., 1944, A proteolytic inhibiting substance in the extract from unheated soybean meal. *J. Biol. Chem.*, 154 : 505.

HAM, W.E., SANDSTEDT, R.M. & MUSSEHL, F.E., 1945, The proteolytic inhibiting substance in the extract from unheated soybean meal and its effect upon growth in chicks. *J. Biol. Chem.*, 161 : 635.

HAMMARSTEN, O., 1883, Zur Frage, ob das Casein ein einheitlicher Stoff sei. *Hoppe-Seyl. Z.*, 7 : 227.

HERRIOT, R.M., 1941, Reaction of Folin's (phenol) reagent with proteins and biuret compounds in presence of cupric ions. *Proc. Soc. exp. Biol.*, 46 : 642.

KLOSE, A.A., HILL, B. & FEVOLD, H.L., 1946, Presence of a growth inhibiting substance in raw soybeans. *Proc. Soc. exp. Biol.*, 62 : 10.

KUNITZ, M., 1945, Crystallization of a trypsin inhibitor from soy bean. *Science*, 101 : 668.

KUNITZ, M., 1946, Crystalline soybean trypsin inhibitor. *J. Gen. Physiol.*, 29 : 149.

KUNITZ, M., 1947, Crystalline soybean trypsin inhibitor. General Properties. *J. Gen Physiol.*, 30 : 291.

KUNITZ, M. & NORTHROP, J.H., 1936, Isolation from beef pancreas of crystalline trypsinogen, trypsin, a trypsin inhibitor and an inhibitor-trypsin compound. *J. Gen. Physiol.*, 19 : 991.

NORTHROP, J.H., 1926, A convenient method for the formol titration. *J. Gen. Physiol.*, 9 : 767.

OTERO, J.R., 1952, *Informações sobre algumas plantas forrageiras*. Serv. Informação Agrícola, Ser. Did. 11, M.A., Brasil.

PAINE, D.S. & STUART, L.S., 1944, Soybean Protein in Human Nutrition. *Adv. Prot. Chem.*, 1 : 187.

SCHMITZ, A., 1938, Über den Trypsin-Inhibitor des Blutes. *Hoppe-Seyl. Z.*, 255 : 234.

SUMMNER, J.B. & HAND, D.B., 1928, Crystalline urease. *J. Biol. Chem.*, 76 : 149.

Rev. Brasil. Biol., 15 (1): 9-32
Abril, 1955 — Rio de Janeiro, D. F.

"CAPSALA CABALLEROI" SP. N., PARÁSITO DE "SARDA ORIENTALIS," CON UN CATÁLOGO DE LOS TREMÁTODOS MONOGÉNEOS DE LOS PECES DEL OCÉANO PACÍFICO DE LAS AMÉRICAS [1]

HOWARD A. WINTER
Departamento de Zoología, Universidad de California del Sur,
Los Angeles, California, EE. UU.

(Con 2 figuras en el texto)

El primer informe que se tuvo de la forma adulta de un tremátodo en el hemisferio occidental, parece haber sido un monogéno capsálido descrito y dibujado por MARTINIÈRE (1787) como un "insecte... sur le corps d'un poisson de genre des diodons de Linné," y colectado en algún punto entre la Isla Nootka, Columbia Británica y la bahía de Monterey, California en 1786, por los barcos "Boussole" y "Astrolabe" de la expedición del Gobierno francés, dirigida por Jean-François de Galaup, conde de La Pérouse (1797). La verdadera naturaleza del "insecte" de MARTINIÈRE fue determinada por BOSC (1811), como *Capsala martinieri* y la consideró como el tipo de este nuevo género. El tremátodo aquí descrito como *Capsala caballeroi* sp.n. es por tanto la segunda especie en peces de aguas americanas del Pacífico que se conoce de este género, *Capsala* Bosc, 1811. Además de estos tremátodos monogéneos se conocen también otras especies, alrededor de sesenta y uno, reunidas en familias y géneros diversos, cuyos huéspedes habitan las aguas del Océano Pacífico de las costas de las tres Américas.

La bibliografía referente a los tremátodos monogéneos de las costas Pacíficas americanas se encuentra muy dispersa, por lo que el autor ha creído conveniente reunir en un catálogo las especies, los huéspedes y la distribución geográfica de estos con el objeto de facilitar los estudios de investigación ya que en la actualidad hay una tendencia muy acentuada a intensificar estos estudios.

---

[1] Recibido para su publicación el 14 de Septiembre de 1954.

1953-1954 becario de la Comisión México-Estados Unidos de Cooperación Cultural. Trabajo realizado en el Laboratorio de Parasitología "Emile Brumpt", Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, y en el Laboratorio Helmintológico del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F.

En aguas marinas comprendidas desde las islas Aleutianas (Alaska) hasta Puget Sound (Estado de Washington, EE. UU.) se han reportado diferentes especies de tremátodos de peces de aguas oceánicas; BONHAM (1950) ha consignado la presencia de ocho especies; GUBERLET (1937) citó séis especies; PRICE (1937*a*, *b*, 1938*a*, *b*), y KAY (1942, 1945) registraron respectivamente dos especies; BONHAM & GUBERLET (1938), CAUSEY (1926), MILLER (1927), y FOLDA (1928) una especie cada uno. En la región comprendida entre Puget Sound y el sur de alta California, DORAN (1953) informó de tres especies; GUBERLET (1936) dos especies; y MARTINIÈRE (1787), HEATH (1902), MENZIES (1946), PRATT & ALDRICH (1953), ALEXANDER (1954) y MONACO, WOOD & MIZELLE (1954) una especie cada uno de ellos. MESERVE (1938) registró cinco especies provenientes de islas oceánicas y de mar abierto de las costas de México; BRAVO-HOLLIS (1952, 1953, 1954) ha señalado cinco especies y ALEXANDER (1954) una especie de las costas Pacíficas mexicanas; una sola especie ha sido señalada en aguas de Costa Rica por MESERVE (1938); CABALLERO, BRAVO-HOLLIS & GROCOTT (1953) han registrado cuatro especies, y MESERVE (1938) informó de dos especies en las costas del Pacífico de la República de Panamá. Por lo que respecta a las aguas del Pacífico del Sur, MESERVE (1938) indicó la existencia de una sola especie en Colombia, dos en Ecuador y once en el Archipiélago de Colón (Islas Galápagos). En aguas sudamericanas del Pacífico correspondiente a Chile, BRINKMANN (1952*a*) describió cuatro especies, VON LINSTOW (1889) una, y BRAUN (1896) tambien una.

A la enumeración anterior debe agregarse la especie *Capsala caballeroi* sp.n. que fué encontrada en el pez "bonito," *Sarda orientalis* (Temminck & Schlegel) (Pisc., Thunnidae), colectado en Acapulco, Estado de Guerrero, México en Mayo 28 de 1953.

Familia CAPSALIDAE Baird, 1853

Subfamilia CAPSALINAE Johnston, 1929

Género **Capsala** Bosc, 1811

Capsala caballeroi sp.n.

(Figs. 1-2)

Descripción — El cuerpo es alargado y elipsoidal, con 5,4 mm de largo incluyendo la ventosa adhesiva posterior, y 3,1 mm de ancho, el margen anterior del cono cefálico tiene une depresión mediana. Las superficies dorsal y ventral no presentan aparentemente papilas y la superficie dorsal carece asimismo de espinas marginales.

Las ventosas adhesivas anteriores son elipsoidales y miden 0,48 mm por 0,66 mm de diámetros; llevan una depresión a manera de surco en la porción media posterior, y se encuentran separadas por una distancia equivalente a 0,25 mm. La ventosa adhesiva posterior es también de contorno transversalmente elipsoidal y de 1,46 mm por 1,05 mm de diámetros; presenta dos ligeras ondu-

laciones tanto en el margen anterior como en el posterior; una membrana delicada de 0,07 mm de ancho y ligeramente escotada en doce puntos, separados cada una por una distancia de 0,05 mm, se extiende a lo largo de los márgenes laterales derecho e izquierdo en una zona de 0,62 mm; y además existe una

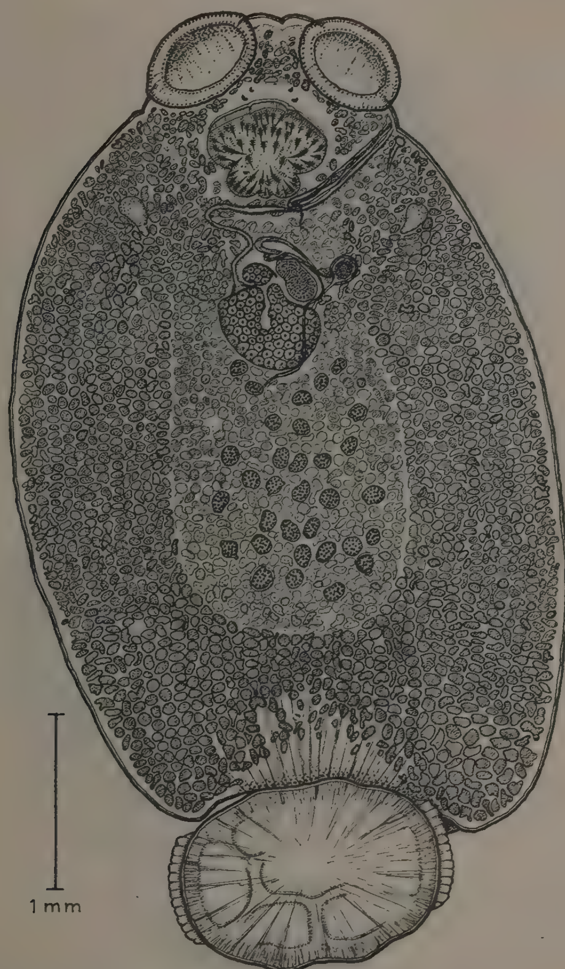


Fig. 1 — Dibujo de la preparación total del holotipo de *Capsala caballeroi* sp.n. (I.B. Helm. Col No. 212-12). Región ventral.

área central de contorno irregularmente hexagonal. Creemos que hay seís tabiques radiales y no bifurcados pero éstos no se marcan claramente. No se ven macroganchos y los catorce ganchos marginales descritos para otros capsálidos no se observen en esta especie, tal vez por haberse perdido al preparar el ejemplar para su estudio.

Dos pares de manchas oculares están colocadas en posición anterior a la faringe, la distancia entre las dos manchas del par anterior es de 0.23 mm, el segundo par es más grande, está situado a una distancia de 0.03-0.05 mm del par anterior, en posición posterior y ligeramente lateral, con una separación



Fig. 2 — Microfotografía de la preparación total del holotipo de *Capsala caballeroi* sp.n. (I.B. Helm. Col. No. 212-12). Región ventral.

entre las dos manchas de 0.29 mm. La convexidad de las células retinianas pigmentadas de las cuatro manchas oculares se dirige hacia adelante y cada ocelo parece estar cubierto por una estructura a manera de lente.

La boca es mediana en posición y se encuentra al nivel del margen posterior de las ventosas adhesivas anteriores; la faringe de 0,57 mm de largo por 0,68 mm de ancho, tiene una constricción en el segundo tercio de su longitud. La gran cantidad de vitelógenas impiden ver con claridad la trayectoria y terminación de las ramas cecales. Se observa un par de vesículas excretoras de 0,11-0,19 mm de diámetro, colocadas lateralmente al nivel de la base de la faringe, a una distancia de 0,23-0,27 mm de los márgenes izquierdo y derecho del cuerpo y a 1,33 mm de la depresión media del cono cefálico.

El poro genital está al nivel de la extremidad anterior de la faringe, a 0,06 mm debajo del margen posterior de la ventosa adhesiva anterior izquierda, así como a una distancia de 0,02 mm del margen izquierdo del cuerpo. La bolsa del cirro es en forma de clava y de 0,79 mm de longitud por 0,04 mm de ancho aproximadamente, se encuentra dirigida oblicuamente con su base situada debajo de la porción lateral izquierda de la faringe. Los testículos de 0,095-0,133 mm de diámetro son en número de treinta y dos y están limitados a la zona intercecal. El ovario no es lobulado, dista de la faringe 0,38-0,46 mm, está situada en la línea media, pretesticular, y mide 0,57 mm de largo por 0,46 mm de ancho. El receptáculo seminal está situado hacia el lado izquierdo del cuerpo, a nivel del reservorio vitelino, es ovoideo y mide 0,114 mm de largo por 0,095 mm de ancho. La vagina es alargada y está situada paralelamente a la bolsa del cirro, se abre a 0,05 mm debajo del poro genital. El útero es un saco angosto, casi tubuloso, parte del ángulo antero-derecho del ovario, se dirige hacia la faringe y después mediante una trayectoria oblicua de dentro hacia afuera, termina en el poro reproductor. Las glándulas vitelógenas se extienden profusamente ocupando la mayor parte del cuerpo incluyendo el cono cefálico; queda únicamente libre de folículos vitelinos una faja de 0,035 mm en los márgenes laterales y en la zona comprendida entre la faringe y el ovario, en la de las ventosas adhesivas anteriores y posterior, y una zona de 0,2 mm situada anteriormente a la ventosa adhesiva posterior. El reservorio vitelino se encuentra situado anteriormente sobre la mitad izquierda del ovario y en dirección oblicua, mide 0,304 mm de largo por 0,175 mm de ancho. No se observa el ootipo ni los huevecillos.

Huésped — *Sarda orientalis* (Temminck & Schlegel). "Bonito."

Localización — Branquias.

Distribución geográfica — Acapulco, Guerrero, Océano Pacífico, México.

Holótipo en la Colección Helmintológica del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México. No. 212-12.

Discusión — Actualmente el género *Capsala* Bosc, 1811 comprende las siguientes veinte especies válidas: *C. martinieri* Bosc, 1811 (especie tipo) en *Mola mola* de las costas del Océano Atlántico y Pacífico de los EE. UU. y Canadá, de las costas inglesas, al oeste de Irlanda, del Mar Mediterráneo, y

cerca de las Azores; *C. biparasitica* (Goto, 1894) Price, 1938 en *Thunnus albacora* de Japón; *C. cutanea* (Guiart, 1938) Sproston, 1946 en *Mola mola* cerca de Mónaco; *C. foliacea* (Goto, 1894) Price, 1938 de un pez japonés no identificado; *C. gouri* Chauhan, 1952 en *Thunnus thunnina* de Bombay, India; *C. grimaldii* (Guiart, 1938) Sproston, 1946 en *Mola mola* cerca de Mónaco; *C. interrupta* (Monticelli, 1891) Price, 1938 en *Thunnus thynnus, T. brachyptera* y *Katsuwonus pelamys* del Mar Mediterráneo; *C. katsuwoni* (Ishii, 1936) Price, 1938 en *Katsuwonus vagans* del Japón; *C. laevis* (Verrill, 1874) Johnston, 1929 en *Istiophorus brevirostrus* de Madras, India, en *I. orientalis* de Japón, en *Tetrapterus imperator, T. brevirostrus, T. albidus* y *Xiphias gladius* del Atlántico norteamericano, en *Coryphaena hippurus* de Brasil y en *Tetrapterus lessonae* cerca de la costa de Bretaña; *C. lintoni* Price, 1939 en *Katsuwonus pelamys* de la costa Atlántico de Norte América; *C. magronum* (Ishii, 1936) Price, 1938 en *Thunnus orientalis* del Japón; *C. manteri* Price, 1951 en *Euthynnus alletteratus* de Isla Tortugas, Florida, EE. UU.; *C. megacotyle* (Linstow, 1906) Johnston, 1929 en *Istiophorus* sp. de Ceilán; *C. nozawae* (Goto, 1894) Price, 1938 en *Thunnus sibi* y *Katsuwonus vagans* del Japón y *Thunnus thynnus* del Mar del Norte; *C. onchidiocotyle* (Setti, 1899) Price, 1938 en *Thunnus thynnus* del Mar Mediterráneo y en *Euthynnus alletteratus* del Atlántico norteamericano; *C. ovalis* (Goto, 1894) Price, 1938 en *Istiophorus orientalis,* en *Istiophorus* sp. y en *Cybium* sp. del Japón; *C. pelamydis* (Taschenberg, 1878) Price, 1938 en *Sarda sarda* del Mar Mediterráneo; *C. poeyi* (Pérez-Vigueras, 1935) Price, 1938 en *Makaira ampla* de Cuba; *C. squali* (E. Blanchard, 1847) Price, 1938 en *Squalus* sp., de Nueva Zelandia; y *C. thynni* (Guiart, 1938) Sproston, 1946 en *Thunnus albacora* del Océano Atlántico a la altura de la boca del Rio Loire en Francia. SPROSTON (1946) incluye tres especies adicionales: *Capsala cephala* (Risso, 1826) St. Remy, 1898 que ha sido colocada en sinonimia de *C. martinieri* por PRICE (1938*a*), por PALOMBI (1949) y BRINKMANN (1952*b*); *C. maccallumi* Price, 1939 que PALOMBI (1949) coloco en sinonimia de *C. onchidiocotyle;* y, *C. molae* (E. Blanchard, 1847) Johnston, 1929 que habia sido considerada sinónimo de *C. martinieri* por PRICE (1939) y por PALOMBI (1949).

El estudio comparado de *Capsala caballeroi* sp.n. con las especies ya conocidas, demostró que pertenece al grupo que se caracterizan por poseer testículos confinados al espacio intercecal, y que son *C. biparasitica, C. foliacea, C. gouri, C. katsuwoni, C. magronum, C. manteri* y *C. pelamydis.* La disposición de otras estructuras genitales de la nueva especie es semejante al esquema general de las especies del género, excepto en que el poro genital se abre muy cerca del margen lateral izquierdo del cuerpo, mientras que en las otras especies se localiza más sub-marginalmente y aún al lado de la faringe. La falta de los ganchos marginales de la ventosa adhesiva posterior es un caracter que la nueva especie presenta en común con *C. foliacea, C. katsuwoni, C. nozawae, C. ovalis* y *C. pelamydis.*

La morfología de la ventosa adhesiva posterior es evidentemente diferente a la de otras especies conocidas del género y ésta es la base fundamental para considerar a este ejemplar como una nueva especie. En todas las otras especies del género, el contorno de la ventosa adhesiva posterior es circular, subcircular o sólo ligeramente elipsoidal, con el eje mayor dirigido en sentido longitudinal, mientras que en la nueva especie la ventosa adhesiva posterior es una elipse con el diámetro transversal mayor. La membrana marginal de la ventosa adhesiva posterior es completa en otras especies de *Capsala,* mientras que en la nuestra falta a lo largo de los márgenes anterior y posterior presentándose solamente a lo largo de los márgenes laterales que son más cortos. Si pudiera demostrarse que realmente existen sólo seis tabiques en la ventosa adhesiva posterior, esto constituirá más un caracter diferencial del ejemplar descrito, pues en las otras especies existen siete tabiques radiales; además, la ventosa adhesiva posterior está desprovista de macroganchos.

La especie *Capsala caballeroi* sp.n., fué denominada así, en honor del Sr. Dr. Eduardo Caballero y C., como expresión de gratitud por sus consejos durante mi trabajo en su laboratorio.

CATALOGO DE LOS TREMATODOS MONOGENEOS DE LOS PECES DEL OCEANO PACIFICO DE LAS AMERICAS*

Orden MONOGENEA Carus, 1863
Suborden MONOPISTHOCOTYLEA Odhner, 1912
Superfamilia GYRODACTYLOIDEA Johnston & Tiegs, 1922

Familia Gyrodactylidae Cobbold, 1864
Subfamilia Gyrodactylinae Monticelli, 1892

Gyrodactylus elegans Nordmann, 1832

Guberlet (1937) 465: en *Gasterosteus cataphractus* Pallas, en *Ophiodon elongatus* Girard, y en *Sebastodes* spp., de Puget Sound, Washington, EE. UU.

Familia Dactylogyridae Bychowsky, 1938
Subfamilia Tetraonchinae Monticelli, 1903, sensu emend.; Price, 1937

Tetraonchus alaskensis Price, 1937

Price (1937*a*) 27-29, fig. 11: en branquias de *Salmo mykiss* Walbaum, en *Salvelinus malma spectabilis* (Girard) y en *Oncorhynchus kisutch* (Walbaum), de Sitkoh Bay, Alaska.

Price (1937*b*) 124: como se indica arriba (Price, 1937*a*).

Amphibdelloides maccallumi (Johnston & Tiegs, 1922) Price, 1937

Alexander (1954) 280-281, lám. 2, figs. 1-5: en branquias de *Torpedo californica* Ayres, de Cortez Bank, costa sur de California, EE. UU.

Subfamilia Diplectaninae Monticelli, 1903

Diplectanum amplidiscatum Bravo-Hollis, 1954

Bravo-Hollis (1953) 141-142, lám. 1, figs. 1-2: (como *Diplectanum* sp.), en branquias de *Paralabrax maculatofasciatus* (Steindachner), de Puerto Vallarta, Jalisco, México.

Bravo-Hollis (1954) 37-41, figs. 1-3: en branquias de *Paralabrax maculato-fasciatus* (Steindachner), de Puerto Vallarta, Jalisco, México.

* El material colectado por el autor (que no ha sido publicado) se indica con las iniciales H.A.W. = Howard A. Winter.

Subfamilia Rhamnocercinae Monaco, Wood & Mizelle, 1954

Rhamnocercus rhamnocercus Monaco, Wood & Mizelle, 1954

Monaco, Wood & Mizelle (1954) 129-132, figs. 1-19: en branquias de *Umbrina roncador* Jordan & Gilbert, de La Jolla, California, EE. UU.

Superfamilia CAPSALOIDEA Price, 1936

Familia Monocotylidae Taschenberg, 1879

Subfamilia Monocotylinae Gamble, 1896

Heterocotyle papillata Doran, 1953

Doran (1953) 146-147, figs. 9-13: en branquias de *Rhinobatos productus* (Ayres), de Long Beach, California, EE. UU.

Spinurus lophosoma Doran, 1953

Doran (1953) 147-148, figs. 14-20: en branquias de *Rhinobatos productus* (Ayres), de Long Beach, California, EE. UU.

Subfamilia Merizocotylinae Johnston & Tiegs, 1922

Merizocotyle pugetensis Kay, 1942

Kay (1942) 257-260, figs. 2-5: en la cavidad nasal de *Raja binoculata* Girard, de Friday Harbor, Washington, EE. UU.

Bonham (1950) 99-100, lám. 3, fig. 24; lám. 4, figs. 30-31: en los filamentos nasales de *Raja binoculata* Girard, de Puget Sound (Friday Harbor y Point Roberts), Washington, EE. UU.

Familia Microbothriidae Price, 1936

Subfamilia Microbothriinae Price, 1938

Microbothrium tolloi Brinkmann, 1952

Brinkmann (1952*a*) 4-6, figs. 1-2: en la piel de *Mustelus mento* Cope (= *M. edulis*), de Seno Reloncaví, Piedra Azul, Chile (41°31'30"S, 72°48'15"W).

Familia Udonellidae Taschenberg, 1879

Udonella caligorum Johnston, 1835

Guberlet (1936) 959-961, figs. 10-12: (como *Calinella myliobati*), de un copépodo *Trebius caudatus*, parásito de *Holorhinus* (= *Myliobatis*) *californicus* (Gill), de Monterey Bay, California, EE. UU.

Guberlet (1937) 458, fig. 4: (como Calinella milliobati), de un copépodo *Trebius caudatus*, parásito de *Holorhinus* (= *Myliobatis*) *californicus* (Gill), de la costa de California, EE. UU.

Price (1938*a*) 194, figs. 12-17: *Calinella myliobati* es sinónimo de *Udonella caligorum* Johnston, 1835; encontrado en un copépodo *Trebius latifurcatus*, parásito de *Holorhinus* (= *Myliobatis*) *californicus* (Gill), de Monterey Bay, California, EE. UU.

Udonella ophiodontis (Kay, 1945), comb. n.

Kay (1945) 111-114, figs. 1-3: (como *Calinella ophiodontis*), en copépodos *Lepeophtheirus* sp., en la cavidad oral de *Ophiodon elongatus* Girard, de Friday Harbor, Washington, EE. UU.

Price (1938*a*) 194: *Calinella* Monticelli, 1910 es sinónimo de *Udonella* Johnston, 1835.

Familia Capsalidae Baird, 1853

Subfamilia Capsalinae Johnston, 1929, sensu Price, 1939

Capsala martinieri Bosc, 1811

Martinière (1787) 207-208, lám. 2, figs. 4-5: (como un "insecte... sur le corps d'un poisson de genre des diodons de Linné... depuis Notka jusqu'à Monteray en Cali-

fornie."), i.e. entre Nootka Island, British Columbia, Canadá y Monterey Bay, California, EE. UU.

Bosc (1811) 384: como *Capsala* (n. gen.) *Martinieri* n.sp., determinado de la colección de Martinière.

Price (1939) 79-81, figs. 19-21: como *Capsala martinieri* Bosc, 1811 en piel de *Mola mola* Linnaeus, de las costas del Océano Atlántico y el Pacífico norteamericano.

Capsala caballeroi sp.n.

H.A.W.: Aquí descrito; en branquias de *Sarda orientalis* (Temminck & Schlegel), de Acapulco, Guerrero, México.

Subfamilia Trochopodinae Price, 1936, emend.; Sproston, 1946

Megalocotyle marginata Folda, 1928

Folda (1928) 195-206, figs. 1-10: en branquias de *Sebastodes nebulosus* (Ayres), de San Juan Archipelago, Washington, EE. UU.

Price (1936) 11: (como *Trochopus marginata); Megalocotyle* Folda, 1928 suprimido de un sinónimo de *Trochopus* Diesing, 1850.

Guberlet (1937) 458: como *Megalocotyle marginata,* en *Sebastodes* spp., de Puget Sound, Washington, EE. UU. hasta el sur de Alaska.

Price (1939) 77-78: como el tipo de *Megalocotyle* Folda, sensu emend. Price.

Bonham (1950) 99, lám. 2, figs. 16-18; lám. 4, figs. 28-29: como *Megalocotyle marginata,* en branquias de *Sebastodes maliger* (Jordan & Gilbert), en *S. caurinus* (Richardson) y en *S. melanops* (Girard), de Puget Sound, Washington, EE. UU.: y en *Sebastodes ruber* (Ayres) (= *S. ruberrimus)* y *S. melanops* (Girard), de Ketchikan, Alaska.

Megalocotyle trituba Pratt & Aldrich, 1953

Pratt & Aldrich (1953) 535-537, figs. 1-6: en branquias de *Sebastodes paucispinis* (Ayres), frente a la costa de Newport, Lincoln County, Oregon, EE. UU.

Subfamilia Encotyllabinae Monticelli, 1892

Encotyllabe pagrosomi MacCallum, 1917

Meserve (1938) 41-42, lám. 5, figs. 10-12: en branquias de *Caulolatilus* sp., de la Isla San Salvador (James I), Galápagos, Ecuador (0°16'30"S, 90°25'15"W).

Subfamilia Benedeniinae Johnston, 1931

Benedenia adenea Meserve, 1938

Meserve (1938) 36-39, lám. 4, figs. 3-8: como *Benedenia adenea* (y *B. anadenea),* de *Mycteroperca* sp., de la Isla Socorro, Revillagigedo, Colina, México (18°42'N, 110°57'W).

Price (1939) 65-66: *Benedenia anadenea* como sinónimo de *B. adenea* Meserve, 1938.

Benedenia convoluta (Yamaguti, 1937) Price, 1939

Bravo-Hollis (1953) 142-143, lám. 2, figs. 1-2: en branquias de *Epinephelus labriformis* (Jenyns), de Puerto Vallarta, Jalisco, México.

Benedenia hendorffii (Linstow, 1889) Odhner, 1905

Linstow (1889) 163-180, láms. 10-11: (como *Phylline hendorffii),* en la piel de *Coryphaena hippurus* Linnaeus, de "Caleta buena", Chile. (Según, Price, 1939, pág. 67.)

Odhner (1905) 317: como *Benedenia hendorffii.*

Price (1938*b*) 409-410, lám. 2, figs. 1-2: Redescripción de un ejemplar en el U. S. Nat. Mus., de la piel de una especie de pez no identificado, de Spokane, Washington, EE. UU.

Price (1939) 67, fig. 15: en un pez no identificado, de Spokane, Washington, EE. UU.

Benedenia isabellae Meserve, 1938

Meserve (1938) 35-36, lám. 4, figs. 1-2: en las branquias de una "cabrilla" no identificada ("spotted, grouper-life fish"), de la Isla Isabela, Nayarit, México (21°51'N, 105°53'W).

Benedenia jaliscana (Bravo-Hollis, 1952

Bravo-Hollis (1952) 497-503, figs. 1-2: en branquias de *Epinephelus labriformis* (Jenyns), de Puerto Vallarta, Jalisco, México.

Benedenia melleni (MacCallum, 1927) Johnston, 1929

MacCallum (1927) 291-300, fig. 154: (como *Epibdella melleni*), en los ojos de *Sphoeroides annulatus* (Jenyns); esta especie fue encontrada en peces de California que fueron llevados al acuario de New York.

Johnston (1929) 74-75: como *Benedenia (Parabenedenia) melleni.*

Benedenia muelleri (Meserve, 1938) Price, 1939

Meserve (1938) 40-41, lám. 4, fig. 9: (como *Entobdella muelleri*), en branquias de *Cratinus agassizii* Steindachner, de la Ensenada de Tagus, Isla Isabela (Albemarle I.), Galápagos, Ecuador (0°16'40"S, 91°22'40"W).

Price (1939) 67: *Entobdella muelleri* transferido al género *Benedenia* Diesing, 1858.

Benedenia noblei Menzies, 1946

Menzies (1946) 428-430, figs. 1-5: en branquias de *Sebastodes paucispinis* (Ayres), de Monterey Bay, California, EE. UU.

Benedenia pacifica (Guberlet, 1936) Price, 1939

Guberlet (1936) 955-958, figs. 1-9: (como *Epibdella pacifica*) de *Holorhinus* (= *Myliobatis*) *californicus* (Gill), de Monterey Bay, California, EE. UU.

Guberlet (1937) 453, fig. 5: (como *Epibdella pacifica*), de *Holorhinus* (= *Myliobatis*) *californicus* (Gill), en la costa de California, EE. UU.

Price (1939) 66: asignado al género *Benedenia* Diesing, 1858 en lugar de *Epibdella* Beneden, 1856 (= *Entobdella*).

Entobdella brattströmi Brinkmann, 1952

Brinkmann (1952*a*) 6-9, fig. 3: en la piel de *Paralichthys adspersus* (Steindachner), del Golfo de Ancud, al norte de la Isla Abtao, Chile (41°47'18"S, 73°20'55"W).

Entobdella hippoglossi (Müller, 1776) Johnston, 1856

Price (1939) 69-71, figs. 1, 7: en la piel de *Hippoglossus stenolepis* Schmidt (vice, *H. hippoglossus*), de Alaska.

Entobdella squamula (Heath, 1902) Johnston, 1929

Heath (1902) 109-136, láms. 15-16, figs. 1-19: (como *Epibdella squamula*), en piel de *Paralichthys californicus* (Ayres) y en *Sebastodes* spp., de Monterey Bay, California, EE. UU.

Johnston (1929) 71-78: *Entobdella* Blainville es substituido por el género *Epibdella* Blainville (s. str.), como sinónimo.

Guberlet (1937) 458: (como *Epibdella squamata*), de *Hippoglossus stenolepis* Schmidt (vice, *H. hippoglossus*), de *Paralichthys californicus* (Ayres), y de *Sebastodes* spp., desde Alaska hasta California, EE. UU.

Price (1939) 71-72, figs. 2, 8: como *Entobdella squamula* (Heath, 1902) Johnston, 1929.

Brinkmann (1952*a*) 10-14, figs. 5-6: en piel de *Hippoglossina macrops* Steindachner, del Seno Reloncaví, Piedra Azul, Chile (40°31'30"S, 72°58'15"W).

H.A.W.: un único ejemplar juvenil en el opérculo de *Girella nigricans* (Ayres), de Point Dume, Los Angeles County, California, EE.UU., 15 de Noviembre de 1950; y su determinación ha sido confirmada por los Dres. August Brinkmann, Jr. y E. W. Price.

Familia Acanthocotylidae Price, 1936
Subfamilia Acanthocotylinae Monticelli, 1903

Acanthocotyle pacifica Guberlet, 1937

Guberlet (1937) 457-458, fig. 3: en piel y branquias de *Raja binoculata* Girard, de Puget Sound, Washington, EE. UU.

BONHAM & GUBERLET (1938) 591-596, figs. 1-7: redescripción de la especie como una "nueva especie", en la superficie del cuerpo de *Raja binoculata* Girard, de *R. stellulata* y *R. rhina* Jordan & Gilbert, de Puget Sound, Washington, EE. UU.

Acanthocotyle pugetensis Guberlet, 1937

GUBERLET (1937) 457: en branquias de *Raja binoculata* Girard, de Puget Sound, Washington, EE. UU.

BONHAM & GUBERLET (1938) 596-599, figs. 8-10: redescripción de la especie como una "nueva especie" en filamentos de las branquias de *Raja binoculata* Girard, de Puget Sound, Washington, EE. UU.

Acanthocotyle williamsi Price, 1938

PRICE (1938*a*) 190-192, figs. 6-9: en la piel de "raya," (probablemente *Raja* sp.), de Salt Island, en las islas Aleutianas, Alaska.

Lophocotyle cyclophora Braun, 1896

BRAUN (1896) 1-7, figs. 1-3: Dos ejemplares colectados por la Expedición Hamburgo Magallanes "wahrscheinlich von der Haut eines Fisches der Gattung *Notothenia*," i.e. en la piel del *Notothenia* sp.; de Puerto Toro, Isla Navarino, Chile. (Según, PRICE 1938*a*, pág. 193.).

Suborden POLYOPISTHOCOTYLEA Odhner, 1912
Superfamilia POLYSTOMATOIDEA Price, 1936

Familia HEXABOTHRIIDAE Price, 1942
Subfamilia HEXABOTHRIINAE Price, 1942 sensu lato; Brinkmann, 1952

Rajonchocotyle batis Cerfontaine, 1899

GUBERLET (1937) 465, figs. 6-7: (como *Rajonchocotyle ovata*), en branquias de *Raja binoculata* Girard, de Puget Sound, Washington, EE. UU.

PRICE (1942) 52, figs. 1-3L: (como *Rajonchocotyle wehri*), en branquias de *Raja stellulata* Jordan & Gilbert, de Friday Harbor, Washington, EE. UU.

BONHAM (1950) 95-99, lám. 2, figs. 11-15; lám. 3, fig. 27; lám. 5, figs. 35-37: como *Rajonchocotyle batis*; sinónimos: *R. ovata* Guberlet, 1936 y *R. wehri* Price, 1942; en branquias de *Raja binoculata* Girard, de Puget Sound, Washington, EE.UU.

Squalonchocotyle abbreviata (Olsson, 1876) Cerfontaine, 1899

MILLER (1927) 221-229, lám. 14, figs. 1-8: (como *Onchocotyle striata*), en branquias de *Squalus acanthias* Linnaeus (= *S. suckleyi*), de Friday Harbor, Washington, EE. UU.

GUBERLET (1933) 326: (como *Squalonchocotyle striata* (Miller, 1927)).

GUBERLET (1937) 458, 463: (como *Squalonchocotyle striata* Miller), en branquias de *Squalus acanthias* Linnaeus (= *S. suckleyi*), desde Alaska hasta California, EE. UU.

PRICE (1942) 45, 48: (como *Erpocotyle striata* (Miller, 1927) n. comb.).

SPROSTON (1946) 367: (como *Squalonchocotyle striata* (Miller, 1927) Guberlet, 1933).

BONHAM (1950) 86-90, lám. 1, figs. 8-10; lám. 3, fig. 25: como *Squalonchocotyle abbreviata* (Olsson, 1876), en branquias de *Squalus acanthias* Linnaeus (= *S. suckleyi*), de Puget Sound, Washington, EE. UU.

BRINKMANN (1952*b*) 80: *Erpocotyle* Price, 1942 suprimido.

Squalonchocotyle grisea Cerfontaine, 1899

BONHAM (1950) 90-95, lám. 1, figs. 1-7; lám. 3, fig. 26; lám. 5, figs. 33-34: en branquias de *Hexanchus griseum* (Bonnaterre), de Friday Harbor, Washington, EE. UU.

Squalonchocotyle somniosi (Causey, 1926) Guberlet, 1933

CAUSEY (1926) 195-202, figs. A-D, lám. 9, figs. 1-16: (como *Onchocotyle somniosi*), en branquias de *Somniosus microcephalus* (Bloch & Schneider), de Excursion Inlet, Alaska.

GUBERLET (1933) 326: como *Squalonchocotyle somniosi*, comb.n.

Guberlet (1937), 416, como *Squalonchocotyle* [illegible] (Guberl.) en branquias de [illegible] *suckleyi* (Girard), desde Alaska hasta California, EE. UU.
Price (1942), 41, 46, figs. 1-33, como *Erpocotyle* [illegible] (Guberl. 1937), comb. n.
Sproston (1946), 161, 166, como *Squalonchocotyle* [illegible] (Guberl. 1937) Guberlet, 1937.
Erpocotyle Price, 1942 in gen. emend. y suprimido.
[illegible] (1957), 88, *Erpocotyle* Price, 1942 suprimido.

Rhinobatonchocotyle cyclovaginatus Doran, 1953
Doran (1953), 140-146, figs. 1-8, en branquias de *Rhinobatos productus* (Ayres) de Long Beach, California, EE. UU.

Superfamilia CHIMAERICOLOIDEA Brinkmann, 1942

Familia Chimaericolidae Brinkmann, 1942

Chimaericola leptogaster (Leuckart, 1830) Brinkmann, 1942
Brinkmann (1942), 18-21, redescripción de *Octocotylium leptogaster*, como ***Chimaericola leptogaster* (Leuckart, 1830) comb. n.**
[illegible] (1950), 161, lám. 1, fig. 23, como *Octocotylum leptogaster* F. S. Leuckart 1842, en branquias de *Hydrolagus colliei* (Lay & Bennett), de Friday Harbor, Washington, EE. UU.

Callorhynchicola multitesticulatus Brinkmann, 1952
Brinkmann (1952), 14-21, figs. 7-10, en la cavidad de las branquias de *Callorhynchus callorhynchus* (Linnaeus), de Seno Reloncaví, Puerto Montt, Chile (41°31'30" S, 72°44'15" W).

Superfamilia DICLIDOPHOROIDEA Price, 1936

Familia Mazocraeidae Price, 1936

Kuhnia macracantha (Meserve, 1938) Sproston, 1946
Meserve (1938), 44-50, lám. 3, figs. 21-26, como *Mazocraes macracanthum*, en branquias de una especie de macarela no identificada, de la Ensenada de Tagus, Isla Isabela (Albemarle I.), Galápagos, Ecuador (0°16'00" S, 91°22'00" W).
Sproston (1946), 193, como *Kuhnia macracantha* (Meserve, 1938) comb. n.

Familia Discocotylidae Price, 1936

Subfamilia Vallisiinae Price, 1943, emend.; Sproston, 1946

***Protomicrocotyle pacifica* Meserve, 1938**
Meserve (1938), 64-66, lám. 9, figs. 67-74, en branquias de *Caranx* (= *Xurel*) *marginatus* **(Gill), de Puerto Culebra, Costa Rica (10°35'N, 85°40'W).**

Subfamilia Anthocotylinae Price, 1936

***Tagia ecuadori* (Meserve, 1938) Sproston, 1946**
Meserve (1938), 44-47, lám. 3, figs. 16-19, como *Heterobothrium ecuadori*, en branquias de *Spheroides annulatus* (Jenyns) (sin. *Cheilichthys annulatus*), de Ensenada de Tagus, Isla Isabela (Albemarle I.), Galápagos, Ecuador (0°16'00" S, 91°22'00" W), y **San Francisco, Ecuador (0°35'30" N, 80°07'W).**
Sproston (1946), 420, fig. 98, como *Tagia ecuadori* (Meserve, 1938) comb. n.
Caballero, Bravo-Hollis y Grocott (1953), 97-103, figs. 1-5, en branquias de *Spheroides annulatus* (Jenyns), de Fuerte Amador, Zona del Canal, República de Panamá.

Hemitagia galapagensis (Meserve, 1938) Sproston, 1946
Meserve (1938), 40-44, lám. 3, figs. 20-21, como *Heterobothrium galapagensis*, en branquias de [illegible] (sin. *P.* [illegible]), de la Ensenada de Tagus, Isla Isabela (Albemarle I.), Galápagos, Ecuador (0°16'00" S, 91°22'00" W).
Sproston (1946), 426-427, fig. 99, como *Hemitagia galapagensis* **(Meserve, 1938), comb. n.**

Familia [illegible] Price, 1936

[illegible] euthynni Meserve, 1938

Meserve (1938: [illegible], lám. [illegible], figs. 22-24) en branquias de [illegible] de la Isla San Salvador (James I.), Galápagos, Ecuador [illegible].

Familia Microcotylidae Taschenberg, 1879

Subfamilia Microcotylinae Monticelli, 1892

Microcotyle [illegible] Goto, 1894

Bonham (1950: [illegible], figs. 19-22, 42) en branquias de [illegible] = [illegible] (Pallas), de Puget Sound, Washington, EE. UU.

Microcotyle macracantha Alexander, 1954

Alexander (1954: 290, lám. 1, figs. [illegible]) en branquias de [illegible] de Bahía Concepción (Coyote Bay), Golfo de California, Baja California, México.

Microcotyle [illegible] Caballero, Bravo-Hollis & Grocott, 1953

Caballero, Bravo-Hollis & Grocott (1953: [illegible], figs. [illegible]) en branquias de [illegible] = [illegible] Jordan & Gilbert, del [illegible], República de Panamá.

Microcotyle [illegible] Meserve, 1938

Meserve (1938: [illegible], lám. [illegible], figs. [illegible]) en branquias de [illegible], Galápagos, Ecuador [illegible].

Microcotyle [illegible] Goto, 1894

[illegible] (1937: [illegible]) en branquias de [illegible] Richardson y de [illegible] Jordan & Gilbert, de Puget Sound, Washington, EE. UU. [illegible].

Bonham & [illegible] (1937: [illegible], lám. [illegible], figs. [illegible]) en [illegible] Richardson, [illegible] Jordan & Gilbert [illegible], de Puget Sound, Washington, EE. UU.

M. A. W.: Tres ejemplares en branquias de [illegible] (Jordan & Gilbert), de [illegible], Los Angeles County, California, EE. UU. [illegible]. La determinación ha sido confirmada por los Dres. E. W. Price y August Brinkmann, jr.

[illegible] Meserve, 1938

Meserve (1938: [illegible], lám. [illegible], figs. [illegible]) en branquias de [illegible] (Cuvier & Valenciennes), del Archipiélago de Colón (Islas Galápagos), Ecuador.

[illegible] Meserve, 1938

Meserve (1938: [illegible], lám. [illegible], figs. [illegible]) en branquias de [illegible] de Bahía [illegible], República de Panamá [illegible].

[illegible] (Meserve, 1938) Sproston, 1946

Meserve (1938: [illegible], lám. [illegible], figs. [illegible]) como [illegible] en branquias de [illegible] de la Isla Santa María (Charles I.), Galápagos, Ecuador (1°14'47"S, 90°27'52"W).

Sproston (1946: [illegible]) considera [illegible] Meserve, 1938 [illegible].

M. A. W.: Dos ejemplares en branquias de *Cypselurus californicus* (Cooper), de Santa Catalina Island, California, EE. UU. [illegible] 1953. La determinación ha sido confirmada por los Dres. E. W. Price y August Brinkmann, jr.

[illegible] Caballero, Bravo-Hollis & Grocott, 1954

Caballero, Bravo-Hollis & Grocott (1954: [illegible], figs. [illegible]) en branquias de [illegible] Jordan & Gilbert, [illegible], República de Panamá.

Axine yamagutii (Meserve, 1938) Sproston, 1946

MESERVE (1938) 69-70, lám. 10, figs. 81-85: (como *Cestrocolpa yamagutii)*, en branquias de una especie de pez volador no identificada, de la Isla Clarión, Colima, México (18°20'N, 114°45'W) y en mar abierto frente a la costa occidental de México.

SPROSTON (1946) 452, 455: *Cestrocolpa* Meserve, 1938 es considerado como sinónimo de *Axine* Abilgaard, 1794, *sensu stricto*.

Axinoides aberrans (Goto, 1894) Sproston, 1946

MESERVE (1938) 58, 62, lám. 9, fig. 59: (como *Axine aberrans)*, en branquias de *Strongylura* (= *Tylosurus) fodiator* Jordan & Gilbert, de Puerto Utria, Colombia (5°58'39''N, 77°21'40''W).

SPROSTON (1946) 455-456: como *Axinoides aberrans* (Goto, 1894), comb. n.

Axinoides oligoplitis (Meserve, 1938) Sproston, 1946

MESERVE (1938) 58-59, lám. 8, figs. 44-47: (como *Axine oligoplitis)*, en branquias de *Oligoplites saurus* (Bloch & Schneider), de San Francisco, Ecuador (0°35'50''N, 80°07'W).

SPROSTON (1946) 456-457: como *Axinoides oligoplitis* (Meserve, 1938), comb. n.

Heteraxine elongata (Meserve, 1938) Sproston, 1946

MESERVE (1938) 61-62, lám. 8, figs. 53-58: (como *Axine elongata)*, en branquias de *Caranx* (= *Xurel) melampygus* (Cuvier & Valenciennes), de Isla Secas, República de Panamá (8°N, 82°20'W).

SPROSTON (1946) 459: como *Heteraxine elongata* (Meserve, 1938), comb. n.

Heteraxine meservei Sproston, 1946

MESERVE (1938) 59-61, lám. 8, figs. 48-52: (como *Axine seriolae)*, en branquias de *Seriola dorsalis* (Gill), de Isla Española (Hood I.), Galápagos, Ecuador (1°20'40''S, 89°39'15''W).

SPROSTON (1946) 459: homónimo substituido por *Heteraxine meservei* sp.n.

Pterinotrema macrostomon Caballero, Bravo-Hollis & Grocott, 1954

CABALLERO, BRAVO-HOLLIS & GROCOTT (1954) 83-85, figs. 5-10: en branquias de *Albula vulpes* (Linnaeus), de Fuerte Amador, Zona del Canal, República de Panamá.

Subfamilia GASTROCOTYLINAE Sproston, 1946

Pseudaxine mexicana Meserve, 1938

MESERVE (1938) 63-64, lám. 9, figs. 60-63: en branquias de *Scomberomorus sierra* Jordan & Starks (vice, *S. maculatus)*, de la Bahía de Tangola-Tangola, Oaxaca, México (15°45'N, 96°05'W).

Thoracocotyle paradoxica Meserve, 1938

MESERVE (1938) 57-58, lám. 7, figs. 41-43: en branquias de *Scomberomorus sierra* Jordan & Starks (vice, *S. maculatus)*, de la Bahía de Tangola-Tangola, Oaxaca, México (15°45'N, 96°05'W).

BRAVO-HOLLIS (1953) 144, lám. 4, figs. 1-2: en branquias de *Scomberomorus* sp., de Puerto Vallarta, Jalisco, México.

Familia DICLIDOPHORIDAE Fuhrmann, 1928; sensu Price, 1943
Subfamilia CHORICOTYLINAE Sproston, 1946

Choricotyle caulolatili (Meserve, 1938) Sproston, 1946

MESERVE (1938) 43-44, lám. 5, figs. 13-15: (como *Diclidophora caulolatili)*, en branquias de *Caulolatilus princeps* (Jenyns), de la Ensenada de Tagus, Isla Isabela (Albemarle I) (0°16'40''S, 91°22'40''W), y de Isla San Cristobal (Chatham I.) (0°47'40''S, 89° 20'40''W), Galápagos, Ecuador.

PRICE (1943*a*) 49: (como *Cyclocotyla caulolatili* (Meserve, 1938) comb. n.).

SPROSTON (1946) 486-489: como *Choricotyle caulolatili* (Meserve, 1938) comb.n.: restablecimiento del género *Cyclocotyla* Otto, 1823 por PRICE (1943*a*) inválido.
BRAVO-HOLLIS (1953) 145, lám. 5, figs. 1-2: en branquias de *Trachurops crumenophthalmus* (Bloch), de Puerto Vallarta, Jalisco, México.

LISTA DE HOSPEDADORES CON SUS PARASITOS*

HEXANCHIDAE

Hexanchus griseum (Bonnaterre)
Squalonchocotyle grisea Cerfontaine, 1899

TRIAKIDAE

Mustelus mento Cope
Microbothrium tolloi Brinkmann, 1952

SQUALIDAE

Squalus acanthias Linnaeus
Squalonchocotyle abbreviata (Olsson, 1876) Cerfontaine, 1899
Somniosus microcephalus (Bloch & Schneider)
Squalonchocotyle somniosi (Causey, 1926) Guberlet, 1933

RHINOBATIDAE

Rhinobatos productus (Ayres)
Heterocotyle papillata Doran, 1953
Spinurus lophosoma Doran, 1953
Rhinobatonchocotyle cyclovaginatus Doran, 1953

RAJIDAE

Raja rhina Jordan & Gilbert
Acanthocotyle pacifica Guberlet, 1937
Raja binoculata Girard
Merizocotyle pugetensis Kay, 1942
Acanthocotyle pacifica Guberlet, 1937
Acanthocotyle pugetensis Guberlet, 1937
Rajonchocotyle batis Cerfontaine, 1899
Raja stellulata Jordan & Gilbert
Acanthocotyle pacifica Guberlet, 1937
Rajonchocotyle batis Cerfontaine, 1899
Raja sp.
Acanthocotyle williamsi Price, 1938

MYLIOBATIDAE

Holorhinus californicus (Gill)
Udonella caligorum Johnston, 1935
Benedenia pacifica (Guberlet, 1936) Price, 1939

TORPEDINIDAE

Torpedo californica Ayres
Amphibdella maccallumi (Johnston & Tiegs, 1922) Price, 1937

* La lista de hospedadores se ha arreglado filogeneticamente.

CHIMAERIDAE

Callorhynchus callorhynchus (Linnaeus)
Callorhynchicola branchialis Brinkmann, 1952
Hydrolagus colliei (Lay & Bennett)
Chimaericola leptogaster (Leuckart, 1830) Brinkmann, 1942

SALMONIDAE

Oncorhynchus kisutch (Walbaum)
Tetraonchus alaskensis Price, 1937
Salmo mykiss Walbaum
Tetraonchus alaskensis Price, 1937
Salvelinus malma spectabilis (Girard)
Tetraonchus alaskensis Price, 1937
Albula vulpes (Linnaeus)
Pterinotrema macrostomon Caballero, Bravo-Hollis & Grocott, 1954

BELONIDAE

Strongylura fodiator (Jordan & Gilbert)
Microcotyle oceanicum Caballero, Bravo-Hollis & Grocott, 1953
Axine resplendens Caballero, Bravo-Hollis & Grocott, 1954
Axinoides aberrans (Goto, 1894) Sproston, 1946

EXOCOETIDAE

Cypselurus californicus (Cooper)
Axine cypseluri (Meserve, 1938) Sproston, 1946
Especie de pez volador, no identificada
Axine yamaguti (Meserve, 1938) Sproston, 1946

BOTHIDAE

Hippoglossina macrops Steindachner
Entobdella squamula (Heath, 1902) Johnston, 1929
Paralichthys adspersus (Steindachner)
Entobdella brattströmi Brinkmann, 1952
Paralichthys californicus (Ayres)
Entobdella squamula (Heath, 1902) Johnston, 1929

PLEURONECTIDAE

Hippoglossus stenolepis Schmidt
Entobdella hippoglossi (Müller, 1776) Johnston, 1856
Entobdella squamula (Heath, 1902) Johnston, 1929

SERRANIDAE

Cratinus agassizii (Steindachner)
Benedenia muelleri (Meserve, 1938) Price, 1939
Paralabrax maculatofasciatus (Steindachner)
Diplectanum amplidiscatum Bravo-Hollis, 1954
Paranthias colonus (Valenciennes)
Hemitagia galapagensis (Meserve, 1938) Sproston, 1946
Epinephelus labriformis (Jenyns)
Benedenia convoluta (Yamaguti, 1937) Price, 1939
Benedenia jaliscana Bravo-Hollis, 1952

"Cabrilla," no identificada
Benedenia isabellae Meserve, 1938
Mycteroperca sp.
Benedenia adenea Meserve, 1938

MUGILIDAE

Mugil cephalus Linnaeus
Microcotyle macracantha Alexander, 1954

PRIACANTHIDAE

Priacanthus sp.
Microcotyle priacanthi Meserve, 1938

CARANGIDAE

Trachurops crumenophthalmus (Bloch)
Choricotyle caulolatili (Meserve, 1938) Sproston, 1946
Caranx melampygus Cuvier
Heteraxine elongata (Meserve, 1938) Sproston, 1946
Caranx marginatus Gill
Protomicrocotyle pacifica Meserve, 1938
Oligoplites saurus (Bloch & Schneider)
Axinoides oligoplitis (Meserve; 1938) Sproston, 1946
Elagatis bipinnulatus (Quoy & Gaimard)
Gotocotyle elagatis Meserve, 1938
Seriola dorsalis (Gill)
Heteraxine meservei Sproston, 1946

CORYPHAENIDAE

Coryphaena hippurus Linnaeus
Benedenia hendorffii (Linstow, 1889) Odhner, 1905

CYBIIDAE

Especie de macarela, no identificada
Kuhnia macracantha (Meserve, 1938) Sproston, 1946
Sarda orientalis (Temminck & Schlegel)
Capsala caballeroi sp.n.
Acanthocybium solandri (Cuvier & Valenciennes)
Gotocotyle acanthocybii Meserve, 1938
Scomberomorus sierra Jordan & Starks
Pseudaxine mexicana Meserve, 1938
Thoracocotyle paradoxica Meserve, 1938
Scomberomorus sp.
Thoracocotyle paradoxica Meserve, 1938

KATSUWONIDAE

Euthynnus yaito Kishinouye
Hexastoma euthynni Meserve, 1938

SCIAENIDAE

Umbrina roncador Jordan & Gilbert
Rhamnocercus rhamnocercus Monaco, Wood & Mizelle, 1954

BRANCHIOSTEGIDAE

Caulolatilus princeps (Jenyns)
Choricotyle caulolatili (Meserve, 1938) Sproston, 1946
Caulolatilus sp.
Encotyllabe pagrosomi MacCallum, 1917

GIRELLIDAE

Girella nigricans (Ayres)
Entobdella squamula (Heath, 1902) Johnston, 1929

SCORPAENIDAE

Sebastodes caurinus (Richardson)
Megalocotyle marginata Folda, 1928
Microcotyle sebastis Goto, 1894
Sebastodes maliger (Jordan & Gilbert)
Megalocotyle marginata Folda, 1928
Microcotyle sebastis Goto, 1894
Sebastodes melanops (Girard)
Megalocotyle marginata Folda, 1928
Microcotyle sebastis Goto, 1894
Sebastodes miniatus (Jordan & Gilbert)
Microcotyle sebastis Goto, 1894
Sebastodes nebulosus (Ayres)
Megalocotyle marginata Folda, 1928
Sebastodes paucispinis (Ayres)
Megalocotyle marginata Folda, 1928
Megalocotyle trituba Pratt & Aldrich, 1953
Benedenia noblei Menzies, 1946
Sebastodes ruber (Ayres)
Megalocotyle marginata Folda, 1928
Sebastodes spp.
Gyrodactylus elegans Nordmann, 1832
Megalocotyle marginata Folda, 1928
Entobdella squamula (Heath, 1902) Johnston, 1929

NOTOTHENIIDAE

Notothenia sp.
Lophocotyle cyclophora Braun, 1896

HEXAGRAMMIDAE

Hexagrammos decagrammus (Pallas)
Microcotyle chiri Goto, 1894

OPHIODONTIDAE

Ophiodon elongatus Girard
Gyrodactylus elegans Nordmann, 1832
Udonella ophiodontis (Kay, 1945) comb.n.

GASTEROSTEIDAE

Gasterosteus cataphractus Pallas
Gyrodactylus elegans Nordmann, 1832

TETRAODONTIDAE

Sphoeroides annulatus (Jenyns)
Benedenia melleni (MacCallum, 1927) Johnston, 1929
Tagia ecuadori (Meserve, 1938) Sproston, 1946

MOLIDAE

Mola mola Linnaeus
Capsala martinieri Bosc, 1811

DISTRIBUCION GEOGRAFICA DE LOS TREMATODOS MONOGENEOS EN LOS PECES DEL OCEANO PACIFICO DE LAS COSTAS AMERICANAS*

AMÉRICA DEL NORTE

Islas Aleutianas, Alaska hasta Puget Sound, Washington, EE. UU.

Acanthocotyle pacifica Guberlet, 1937
Acanthocotyle pugetensis Guberlet, 1937
Acanthocotyle williamsi Price, 1938
Benedenia hendorffii (Linstow, 1889) Odhner, 1905
Capsala martinieri Bosc, 1811
Chimaericola leptogaster (Leuckart, 1830) Brinkmann, 1942
Entobdella hippoglossi (Müller, 1776) Johnston, 1856
Entobdella squamula (Heath, 1902) Johnston, 1929
Gyrodactylus elegans Nordmann, 1832
Megalocotyle marginata Folda, 1928
Merizocotyle pugetensis Kay, 1942
Microcotyle chiri Goto, 1894
Microcotyle sebastis Goto, 1894
Rajonchocotyle batis Cerfontaine, 1899
Squalonchocotyle abbreviata (Olsson, 1876) Cerfontaine, 1899
Squalonchocotyle grisea Cerfontaine, 1899
Squalonchocotyle somniosi (Causey, 1926) Guberlet, 1933
Tetraonchus alaskensis Price, 1937
Udonella ophiodontis (Kay, 1945) comb.n.

Puget Sound, Estado de Washington hasta al sur de alta California, EE. UU.

Amphibdelloides maccallumi (Johnston & Tiegs, 1922) Price, 1937
Axine cypseluri (Meserve, 1938) Sproston, 1946
Benedenia melleni (MacCallum, 1927) Johnston, 1929
Benedenia noblei Menzies, 1946
Benedenia pacifica (Guberlet, 1936) Price, 1939
Capsala martinieri Bosc, 1811
Entobdella squamula (Heath, 1902) Johnston, 1929
Heterocotyle papillata Doran, 1953
Megalocotyle marginata Folda, 1928
Megalocotyle trituba Pratt & Aldrich, 1953
Microcotyle sebastis Goto, 1894
Rhamnocercus rhamnocercus Monaco, Wood & Mizelle, 1954

* Las especies se arreglan por orden alfabética.

Rhinobatonchocotyle cyclovaginatus Doran, 1953
Spinurus lophosoma Doran, 1953
Udonella caligorum Johnston, 1935

Mexico

Axine yamagutii (Meserve, 1938) Sproston, 1946
Benedenia adenea Meserve, 1938
Benedenia convoluta (Yamaguti, 1937) Price, 1938
Benedenia isabellae Meserve, 1938
Benedenia jaliscana Bravo-Hollis, 1952
Capsala caballeroi sp.n.
Choricotyle caulolatili (Meserve, 1938) Sproston, 1946
Diplectanum amplidiscatum Bravo-Hollis, 1954
Microcotyle macracantha Alexander, 1954
Pseudaxine mexicana Meserve, 1938
Thoracocotyle paradoxica Meserve, 1938

AMÉRICA CENTRAL

Costa Rica

Protomicrocotyle pacifica Meserve, 1938

República de Panamá

Axine resplendens Caballero, Bravo-Hollis & Grocott, 1954
Gotocotyle elagatis Meserve, 1938
Heteraxine elongata (Meserve, 1938) Sproston, 1946
Microcotyle oceanicum Caballero, Bravo-Hollis & Grocott, 1953
Pterinotrema macrostomon Caballero, Bravo-Hollis & Grocott, 1954
Tagia ecuadori (Meserve, 1938) Sproston, 1946

AMÉRICA DEL SUR

Colombia

Axinoides aberrans (Goto, 1894) Sproston, 1946

Ecuador: San Francisco y Archipiélago de Colón (Islas Galápagos)

Axine cypseluri (Meserve, 1938) Sproston, 1946
Axinoides oligoplitis (Meserve, 1938) Sproston, 1946
Benedenia muelleri (Meserve, 1938) Price, 1939
Choricotyle caulolatili (Meserve, 1938) Sproston, 1946
Encotyllabe pagrosomi MacCallum, 1917
Gotocotyle acanthocybii Meserve, 1938
Hemitagia galapagensis (Meserve, 1938) Sproston, 1946
Heteraxine meservei Sproston, 1946
Hexastoma euthynni Meserve, 1938
Kuhnia macracantha (Meserve, 1938) Sproston, 1946
Microcotyle priacanthi Meserve, 1938
Tagia ecuadori (Meserve, 1938) Sproston, 1946

Chile

Benedenia hendorffii (Linstow, 1889) Odhner, 1905
Callorhynchicola branchialis Brinkmann, 1952
Entobdella brattströmi Brinkmann, 1952

Entobdella squamula (Heath, 1902) Johnston, 1929
Lophocotyle cyclophora Braun, 1896
Microbothrium tolloi Brinkmann, 1952

SUMARIO

Se describe *Capsala caballeroi* sp.n., de las branquias de *Sarda orientalis* (Temminck & Schlegel) (Pisc., Thunnidae), de Acapulco, Guerrero, Océano Pacífico, México. Esta nueva especie se distingue de las otras conocidas del género *Capsala* Bosc, 1811 particularmente por la morfología de la ventosa adhesiva posterior que es una elipse, irregular y transversalmente alargada, y que posee una membrana marginal discontinua. Se incluye un catálogo junto con datos de huéspedes y distribución geográfica de sesenta y dos especies de tremátodos monogéneos distribuidos en catorce familias, con sesenta y dos especies de peces comprendidas en treinta y uno familias, todas del Océano Pacífico de las costas del Continente Americano.

SUMMARY

Capsala caballeroi sp.n., is described from the gills of *Sarda orientalis* (Temminck & Schlegel) (Pisc., Thunnidae), from the Pacific Ocean of Acapulco, Guerrero, Mexico. The new species is distinguished from all known species of the genus *Capsala* Bosc, 1811 particularly by the morphology of the opisthaptor which is an irregular and transversely elongate ellipse in contour possessing a discontinuous marginal membrane. A catalogue, together with host and geographical distribution data for sixty-two species in fourteen families of the trematode order Monogenea, from sixty-two species in thirty-one fish families from the Pacific Ocean of the Americas is appended to the above description.

BIBLIOGRAFIA

ABBOTT, J.F., 1889, The marine fishes of Peru. *Proc. Acad. Nat. Sci. Philadelphia*, 324 364.

ALEXANDER, C.G., 1954, *Microcotyle macracantha* n.sp., a monogenetic trematode from the Gulf of California, with a redescription of *Amphibdelloides maccallumi* (Johnston and Tiegs, 1922) Price, 1937. *J. Parasitol.*, 40 (3) : 279 283, 2 pls., 9 figs.

BERG, L.S., 1940 Classification of fishes, both recent and fossil. *Travaux Inst Zool. Acad. Sci. URSS*, Moscú, 5 (2) : 87-517, figs. 1-190.

BIGELOW, H.B. & SCHROEDER, W.C., 1948, *Fishes of the western North Atlantic.* Part I, Lancets, Cyclostomes, Sharks. Mem. Sears Found. Mar. Res. 576 pp., 106 figs. Yale Univ., New Haven.

BONHAM, K., 1950, Some monogenetic trematodes of Puget Sound fishes. Studies honoring Trevor Kincaid, pp. 85-103, 5 pls., M.M. Hatch, ed., Univ. Wash. Press. Seattle.

BONHAM K. & GUBERLET, J.E., 1937, Notes on *Microcotyle sebastis* Goto, from Puget Sound. *J. Parasitol.*, 23 (3) : 281-290, figs. 1-14.

BONHAM, K. & GUBERLET, J.E., 1938, Ectoparasitic trematodes of Puget Sound fishes, *Acanthocotyle. Amer. Midl. Nat.*, 20 (3) : 590-602, pl. 1, figs. 1-10.

Bosc, L.A.G., 1811, Sur deux genres de vers. *Nouv. Bull. soc. Philomathique,* París, 4, II (51) : 384-385.

Braun, M., 1896, Trematoden. *Ergebn. Hamburger Magalhaensische Sammelreise,* Hamburgo, III : 1-7, taf. 1, figs. 1-3. (Consultado en Dawes, B., 1947, p. 312.)

Bravo-Hollis, M., 1952, Acerca de un nuevo tremátodo del orden Monogenea van Beneden, 1858. *An. Inst. Biol.,* México, 22 (2) : 497-503, figs. 1-2.

Bravo-Hollis, M., 1953, Monogéneos de las branquias de los peces marinos de las costas de México. Mem. Congr. Cient. Mexicano. 7 : 139-146, 5 láms.

Bravo-Hollis, M., 1954, *Diplectanum amplidiscatum* n.sp., trématode monogénétique des branchies d'un poisson marin. *An. Parasit. Hum. Comp.,* 29 (1-2) : 37-41, figs. 1-3.

Brinkmann, Jr., A., 1940, Contribution to our knowledge of the monogenetic trematodes. *Bergens Mus. Arb. 1939-40, Nat. vid. rekke,* 1 : 117 pp., 15 pls., 58 figs.

Brinkmann, Jr., A., 1942, On *"Octobothrium" leptogaster* F. S. Leuckart. *Göteborgs Kungl. Vetensk.- och Vitterhets-Samhälles Handl., Sjätte Följden,* B, 2 (3) : 1-29.

Brinkmann, Jr. A., 1952*a,* Some Chilean monogenetic trematodes, Chile Report No. 6. *Lund's Univ. Arsskrift,* N.F. Avd. 2, 47 (11) : 1-26, figs. 1-16.

Brinkmann, Jr., A., 1952*b,* Fish trematodes from Norwegian waters. I. The history of fish trematode investigations in Norway and the Norwegian species of the order Monogenea. Universitetet i Bergen Arb. 1952, Nat. vid. rekke, 1 : 134 pp., 50 figs.

Caballero y C., E., Bravo-Hollis M. & Grocott, R.G., 1953, Helmintos de la República de Panamá. VII. Descripción de algunos tremátodos de peces marinos. *An. Inst. Biol.,* México, 24 (1) : 97-136, figs. 1-24.

Caballero y C., E., Bravo-Hollis, M. & Grocott, R.G., 1954, Helmintos de la República de Panamá. XII. Descripción de dos nuevos tremátodos monogéneos, parásitos de peces marinos comestibles del Océano Pacífico del Norte. *Ciencia,* México, 14 (4-6): 81-86, figs. 1-10.

Causey, D., 1926. *Onchocotyle somniosi* n.sp., an ectoparasitic trematode of the sleeper shark *(Somniosus microcephalus). Parasitology,* 18 (2) : 195-202, figs. 1-16.

Chauhan, B.S. 1952. Trematodes from Indian fishes. Pt. VII. On monogenetic parasites of the family Capsalidae Baird, 1853 (Capsaloidea) from Indian region, with description of a new speices of the genus *Capsala* Bosc, 1811. *Rec. Ind. Mus.,* 49 (1) : 45-54, figs. 1-6.

Cobbold, T.S., 1864, *Entozoa: an introduction to the study of helminthology, with special reference, more particularly, to the intestinal parasites of man.* 480 pp., 82 figs., London.

Dawes, B., 1946, *The Trematoda, with special reference to British and other European forms.* 644 pp., 81 figs. Cambridge Univ. Press, London.

Dawes, B., 1947, *The Trematoda of British fishes.* 364 pp., 51 figs. Ray Society No. 131. London.

Dollfus, R.P., 1949, Présence de *Capsala laevis* (A. E. Verrill, 1875) (Trematoda Monogenea) chez un *Tetrapterus* (Poisson Xiphiiforme) au large de la côte de Bretagne. *Bull. Soc. Zool. France,* París, 74 (6) : 317-319, figs. 1-3.

Doran, D.J., 1953, New monogenetic trematodes from the shovelnose guitarfish, *Rhinobatos productus* (Ayres). *J. Parasitol.,* 39 (2) : 145-151, figs. 1-20.

Folda, F., 1928, *Megalocotyle marginata,* a new genus of ectoparasitic trematodes from the rock fish. *Publ. Puget Sd. Biol. Sta.,* Seattle, 6 : 195-206, figs. 1-10.

Fowler, H.W., 1945, Fishes of Chile. Systematic catalog. *Rev. Chilena Hist. Nat.,* 41/47: 15-116; 275-342.

Goto, S., 1894, Studies on ectoparasitic trematodes of Japan. *J. Coll. Sci., Imperial Univ.,* Tokyo, 8 (1) : 1-274, 27 pls.

GUBERLET, J.E., 1933. Notes on some Onchocotylinae from Naples with a description of a new species. *Publ. Sta. Zool. Napoli,* 12 (3) : 323-366, pl. 4, figs. 1-10.

GUBERLET, J.E., 1936, Two new ectoparasitic trematodes from the sting ray, *Myliobatis californicus. Amer. Midl. Nat.,* 17 (6) : 954-964, figs. 1-12.

GUBERLET, J.E., 1937, Tremátodos ectoparásitos de los peces de las costas del Pacífico. *An. Inst. Biol.,* México, 7 (4) : 457-467, figs. 1-5.

GUIART, J., 1938, Trematodes parasites provenant des campagnes scientifiques de S.A.S. le Prince Albert Ier de Monaco (1886-1912). Fasc. 100 : 84 pp., 55 figs. Monaco.

HEATH, H., 1902, The anatomy of *Epibdella squamula,* sp. nov. *Proc. Calif. Acad. Sci.,* Zool. ser. 3, 3 (4) : 109-136, 2 pls.

ISHII, N. & SAWADA, T., 1938, Studies on the ectoparasitic trematodes. II. *Livro Jubilar do Professor Lauro Travassos.* Rio de Janeiro, pp. 231-243, 2 pls., 12 figs.

JOHNSTON, T.H., 1929, Remarks on the synonomy of certain tristomatid trematode genera. *Trans. Proc. Roy. Soc. S. Australia,* 53 : 71-78.

JOHNSTON, T.H., 1931, New trematodes from the subantarctic and antarctic. *Austral. J. Exp. Biol. Med. Sci.,* 8 : 91-98, 4 figs.

JOHNSTON, T.H. & TIEGS, O.W., 1922, New gyrodactyloid trematodes from Australian fishes, together with a reclassification of the superfamily Gyrodactyloïdea. *Proc. Linn. Soc. N. S. Wales,* 47 : 83-131, 3 pls.

JORDAN, D.S., EVERMANN, B.W. & CLARK, H.W., 1930, Check list of fishes and fish-like vertebrates of North and Middle America north of the northern boundary of Venezuela and Colombia. *Rep. U.S. Comm. Fish.,* 1928, 2 : 1-670, Washington.

KAY, M.W., 1942, Notes on the genus *Merizocotyle* Cerfontaine, with a description of a new species. *Trans. Amer. Micr. Soc.,* 61 (3) : 254-260, figs. 2-5.

KAY, M.W., 1945, A description of *Calinella ophiodontis* n.sp. (Trematoda, Monogenea) from the ling cod *Ophiodon elongatus* Girard. *Ohio J. Sci.,* 45 (3) : 111-114, figs. 1-3.

KUMADA, T., ed., 1940, *Peces marinos de la costa mexicana del Pacífico,* 78 pp., 102 láms. Talleres Gráficos de la Nación, México y Hansiti Printing Co., Japón.

LA PÉROUSE, J.F.G. DE, 1797, Voyage de La Pérouse autor du monde, publié conformément au décret du 22 avril 1791, 4 vols., L.A. Milet-Mureau, ed., Imprimerie de la Republique, An. V, París.

LINSTOW, O.F.B. VON, 1889, Beitrag zur Anatomie von *Phylline hendorffii. Arch. mikr. Anat.,* 33 (2) : 163-180, 2 taf. (Consultado en PRICE, E.W., 1939, p. 91.)

LINSTOW, O.F.B. VON, 1906, Helminthes from the collection of the Colombo Museum. *Spolia Zeylan.,* 3 : 163-186, figs. 1-55.

MACCALLUM, G.A., 1917, Some new forms of parasitic worms. *Zoopathologica,* New York, 1 (2) : 46-75, 36 figs.

MACCALLUM, G.A., 1927, A new ectoparasitic trematode, *Epibdella melleni,* sp.nov. *Zoopathologica,* New York, 1 (8) : 291-300, 1 fig.

MARTINIÈRE, 1787, Mémoire sur quelques insectes. *Obs. sur la physique, sur l'hist. nat. et sur les arts,* 31 : 207-209, pl. 2, figs. 4-5.

MEEK, S.E. & HILDEBRAND, S.F., 1923, The marine fishes of Panama. *Field Mus. Nat. Hist.,* Zool. ser. (Publ. 215), 15 (1) : xi+ 1-330, pls. 1-24.

MEEK, S.E. & HILDEBRAND, S.F., 1925, The marine fishes of Panama. *Field Mus. Nat. Hist.,* Zool. ser. (Publ. 226), 15 (2) : xv-xix + 331-707, pls. 25-71.

MEEK, S.E. & HILDEBRAND, S.F., 1928, The marine fishes of Panama. *Field Mus. Nat. Hist.,* Zool. ser. (Publ. 249), 15 (3) : xxv-xxxi + 709-1045, pls. 72-102.

MENZIES, R.J., 1946, *Benedenia noblei,* a new monogenetic trematode of the Pacific Coast rock fish. *J. Parasitol.,* 32 (4) : 428-430, figs. 1-5.

MESERVE, F.G., 1938. Some monogenetic trematodes from the Galapagos Islands and the neighboring Pacific. *Univ. So. Calif. Publ., Allan Hancock Pacific Expeditions*, 2 (5): 31-88, 7 pls., 85 figs.

MILLER, R.C., 1927, A new monogenetic trematode from the dogfish shark (*Squalus sucklii*). *Publ. Puget Sd. Biol. Sta.*, Seattle, 5: 221-229, figs. 1-8.

MONACO, L.H., WOOD, R.A. & MIZELLE, J.D., 1954. Studies on monogenetic trematodes XVI. Rhamnocercinae, a new subfamily of Dactylogyridae. *Amer. Mid. Nat.*, 52 (1): 129-132, figs. 1-19.

NORMAN, J.R., 1934. *A systematic monograph of the flatfishes* (Heterosomata). 1: 459 pp. British Mus. Nat. Hist., London.

ODHNER, T.H., 1905, *Die Trematoden des arktischen Gebietes.* Fauna Arctica. (Römer & Schaudinn). 4 (2): 289-372, taf. 2-4, figs. 1-4. Jena.

PALOMBI, A., 1949. I trematodi d'Italia. Parte I. Trematodi Monogenetici. *Arch. Zool. Ital.*, 34: 203-408, 89 figs.

PÉREZ-VIGUERAS, I., 1935, *Tristomum poeyi* n.sp. (Trematoda), parásito de *Makaira ampla* Poey (Pisces). *Mem. Soc. Cubana Hist. nat.*, 9: 43-44, figs. 1-3.

PRATT, I. & ALDRICH JR., L.E., 1953. *Megalocotyle trituba* n.sp. (Trematoda: Monogenea). *J. Parasitol.*, 39 (5): 535-537, 6 figs.

PRICE, E.W., 1936, *North American monogenetic trematodes. Geo. Wash. Univ. Bull.* (Summaries of doctoral theses, 1934-6), pp. 10-13.

PRICE, E.W., 1937*a*. A new monogenetic trematode from Alaskan salmonoid fishes. *Proc. Helm. Soc. Wash.*, 4: 27-29, fig. 11.

PRICE, E.W., 1937*b*. North American monogenetic trematodes. I. The subfamily Gyrodactyloidea. *J. Wash. Acad. Sci.*, 27 (3): 114-140, figs. 1-17.

PRICE, E.W., 1938*a*. North American monogenetic trematodes. II. The families Monocotylidae, Microbothriidae, Acanthocotylidae and Udonellidae (Capsaloidea). *J. Wash. Acad. Sci.*, 28 (3-4): 109-126, figs. 1-25; 183-198, figs. 1-17.

PRICE, E.W., 1938*b*. The monogenetic trematodes of Latin America. *Livro Jubilar do Professor Lauro Travassos*, Rio de Janeiro, pp. 407-413, 10 figs.

PRICE, E.W., 1939. North American monogenetic trematodes. III. The family Capsalidae (Capsaloidea). *J. Wash. Acad. Sci.*, 29 (2): 63-92, figs. 1-43.

PRICE, E.W., 1942. North American monogenetic trematodes. V. The family Hexabothriidae n.n. (Polystomatoidea). *Proc. Helm. Soc. Wash.*, 9 (2): 39-56, 3 pls.

PRICE, E.W., 1943*a*. North American monogenetic trematodes. VI. The family Diclidophoridae (Diclidophoroidea). *J. Wash. Acad. Sci.*, 32 (2): 44-54, figs. 1-19.

PRICE, E.W., 1943*b*. North American monogenetic trematodes. VII. The family Discocotylidae (Diclidophoroidea). *Proc. Helm. Soc. Wash.*, 10 (1): 10-15, fig. 1.

PRICE, E.W., 1951. A new North American monogenetic trematode *Capsala martinieri* n. sp. *Proc. Helm. Soc. Wash.*, 18 (1): 24-25, fig. 1.

ROEDEL, P.M., 1953. Common ocean fishes of the California Coast. *Calif. Div. Fish and Game, Fish Bull.*, 91: 184 pp., 175 figs.

SPROSTON, N.G., 1946. A synopsis of the monogenetic trematodes from fishes. *Trans. Zool. Soc. London*, 25 (4): 185-600, 118 figs.

YAMAGUTI, S., 1937. *Studies on the helminth fauna of Japan.* Part 19. Fourteen new ectoparasitic trematodes of fishes, 28 pp., pls. 1-6. Kyoto Imperial Univ., Japón.

[illegible]

NOTAS I[illegible]LÓGICAS. VIII.

Uma nova espécie do gênero "P[illegible]" Garman, 1895 [illegible] (Cyprinodontiformes)

[illegible]

[illegible] e ciprinodontídeo bastante distinta das que [illegible] escreveu a sua espécie está perdido, a menos que [illegible] está com a maxila inferior retirada. [illegible] divergências deixamos de lado este material.

[illegible]

nadadeiras ventrais. É bem verdade que os autores não fazem referências a êste detalhe, mas tal silêncio faz crer que estas sejam separadas.

A inclusão de nova espécie no gênero *Pterolebias* só foi realizada com o objetivo de evitar maior confusão dentro do grupo, pois para nós seria muito mais facil criar um gênero novo. Aliás, êste fato poderá se dar no futuro desde que se disponha de material de *Pterolebias longipinnis* Garman, 1895, que é o genótipo.

Dedicamos esta nova espécie ao colega WERNER BOCKERMAN, do Departamento de Zoologia, pela gentileza do envio do material, bem como das notas sôbre a coloração e hábitos que publicamos após a descrição da espécie. Aproveitamos a oportunidade para expressar os nossos agradecimentos ao desenhista VICTOR FREDERICO pelas ilustrações.

Pterolebias Garman, 1895

Haplotypus: *Pterolebias longipinnis* Garman, 1895
Pterolebias Garman, 1895, 19 (1) : 141
Pterolebias Regan, 1912, (8) 10 : 505 desc.
Pterolebias Myers, 1927, (9) 19 : 116 ch., 117 tip. desc.
Pterolebias Ihering, 1931, 4 : 264, 266 sin. ch.
Pterolebias Fowler, 1954, 9 : 218 tip.

Apresentamos a dignose genérica seguinte, baseada, principalmente, na descrição genérica e específica apresentada por GARMAN em 1895: "Ciprinodontídeo com o pedúnculo caudal muito comprimido, principalmente na parte ventral; cabeça sub-quadrada, com a mandíbula proeminente e maxila superior protatil; sínfise firme; fenda bucal pequena e pràticamente superior; dentes pequenos, em gancho, distribuídos em faixa que é ornada externamente por uma série de dentes maiores; dentes faringeanos presentes; membranas branquiostegais pequenas, unidas anteriormente e livre do istmo; nadadeira dorsal pequena, situada bem para traz do início da inserção da nadadeira anal que é longa com alguns raios muito desenvolvidos; nadadeiras peitorais desenvolvidas, ultrapassando a inserção das ventrais; nadadeiras ventrais curtas, mas com alguns raios bastante longos que podem atingir a nadadeira caudal; nadadeira caudal lanceolada; linha lateral completa e nítida. (Na nossa espécie as ventrais são unidas medianamente por uma pequena membrana que vai do 1/3 de cada nadadeira até a base das nadadeiras. Na descrição de *P. longipinnis* não há referência a êste fato).

Pterolebias longipinnis Garman, 1895

Pterolebias longipinnis Garman, 1895, 18 (9) : 142 pl. 3 fig. 14
Pterolebias longipinnis Eigenmann, 1910, 3 (4) : 455 cit.
Pterolebias longipinnis Regan, 1912, (8) 10 : 505 desc.
Pterolebias longipinnis Myers, 1927, (9) 19 : 117 disc.
Pterolebias longipinnis Ihering, 1931, 4 : 264 desc.

Pterolebias longipinnis Fowler, 1939, 18 (10) : 74 fig.
Pterolebias longipinnis Myers, 1942, 2 (4) : 111 fig. 15 disc.
Pterolebias longipinnis Fowler, 1954, 9 : 218 fig. 826 sin.

A descrição original é boa, e os autores subseqüentes limitaram-se sòmente a fazer um resumo da diagnose original.

Tipo: Não indicado.

Localidade tipo: Santarem.

Pterolebias bokermanni sp.n.

Cabeça cabendo um pouco mais de 3 vêzes no comprimento standard, sendo dorsalmente no mesmo plano que a região pré-dorsal. A face dorsal da cabeça é recoberta por uma série de escamas de forma irregular; a região compreendida entre as arcadas oculares (espaço inter-ocular) é deprimida, fazendo as referidas arcadas uma saliência na qual existe uma série de pequenas escamas; a região ocipital continua-se sem qualquer distenção pelo dorso. As faces laterais são recobertas por escamas, sendo as áreas ínfero-opercular e pré-ocular nuas.

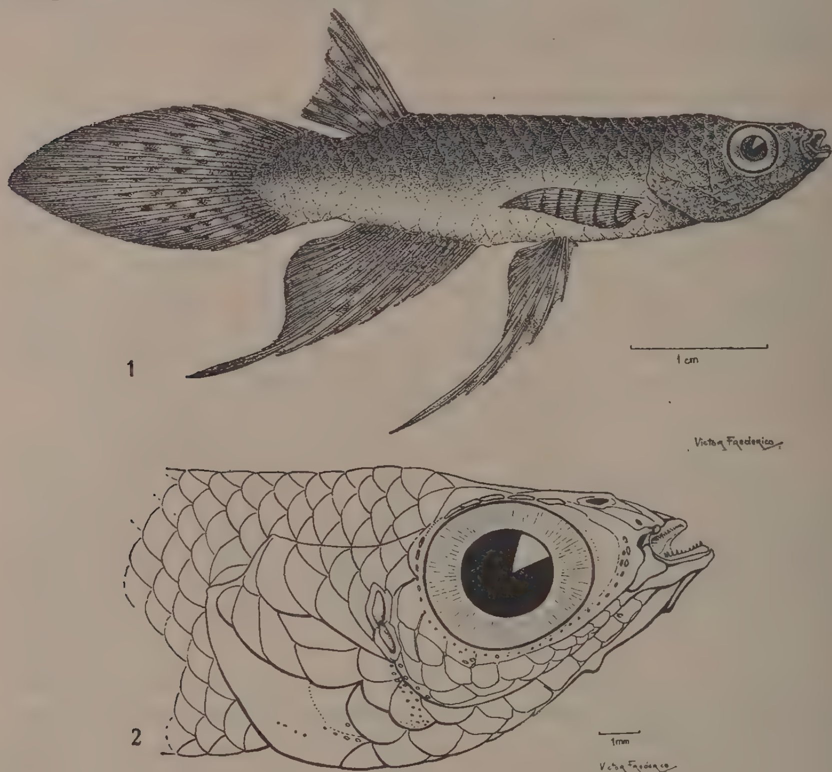
O ôlho é grande, cabendo um pouco mais de 3 vêzes na cabeça e ocupa quase tôda a porção anterior e superior da face. Tem forma de um oval muito discreto com o polo menor voltado para frente; o bordo superior da órbita tangencia o plano dorsal. A face inferior é delgada, com os raios branquiostegais finos e longos. As membranas branquiostegais são livres entre si até um ponto adiante da linha que passa pelo meio dos olhos, bem como é livre do istmo.

Boca pràticamente superior, sendo que a mandíbula fica inclinada de baixo para cima e para a frente quando a boca está fechada, e quase horizontal quando aberta. A maxila superior é protátil. A maxila inferior se encaixa perfeitamente no rostro, e tem uma forma especial, havendo na região pré-ocular uma imagem negativa da mandíbula, observável quando a boca está aberta. Há também uma prega cutanea, unindo a maxila inferior à face, que forma uma bolsa quando a boca está fechada.

A dentição é formada por uma faixa de dentes cônicos; ligeiramente encurvados, de porte bem reduzido e ornada externamente por uma série simples de dentes cônicos, duas a três vêzes maiores do que os da faixa em cada maxila. Êstes dentes ficam protegidos pela prega labial. No intermaxilar, próximo a comissura labial há um ou dois dentes cônicos, voltados para fora e com uma implantação perpendicular ao plano sagital. Êstes tem um tamanho sub-igual à formação tubular da narina anterior e medem cêrca de 0,5 mm. O aspecto dêsses dentes é típico.

As narinas são reduzidas, situadas no plano dorsal da cabeça. O par anterior apresenta uma formação tubular e está situada bem anteriormente, em uma saliência do focinho, de modo que tem a narina uma posição bem anterior e

dorsal, sôbre a extremidade do intermaxilar. Quando a maxila superior está totalmente retraída a narina é mais anterior que a referida maxila. O par posterior é uma simples abertura lenticular, situada para traz da linha que passa pelo bordo anterior da órbita e bem dorsal.



Pterolebias bokermanni sp.n., holótipo macho M.N.I. 8.672 — Fig. 1: Desenho total; fig. 2: cabeça.

Observa-se em tôda cabeça uma série de poros sensitivos, sendo alguns bem desenvolvidos. Dorsalmente há de cada lado uma série formada de três poros grandes, dispostos em linha, situados para dentro da narina posterior. Ao nível da linha que passa pelo bordo posterior da órbita e dorsalmente há um conjunto de três poros, dispostos à maneira de formar um triângulo. Lateralmente, se observa uma série de poros, de tamanho variável, que circunda a porção anterior, inferior e posterior da órbita. Há uma série de poros nascendo da sínfise mentoniana, ganhando depois a parte lateral da cabeça e subindo para a região dorsal, ao nível do pré-opérculo. Esta linha termina à meia altura da face por dois grandes poros cujo tamanho, dos dois unidos, é igual ao raio do olho.

O corpo tem perfil dorsal reto da nadadeira dorsal até a cabeça. A inserção da nadadeira dorsal é inclinada, sendo que o pedúnculo tem um pequeno

segmento reto, espandindo-se a seguir para formar a nadadeira caudal. O perfil ventral é um arco muito discreto que se inicia no mento até o fim da inserção da nadadeira anal, sendo o do pedúnculo reto inicialmente e depois inclinado para formar a nadadeira caudal.

Ao nível das nadadeiras peitorais o dorso é largo, estreitando progressivamente para traz. O ventre, à altura das nadadeiras peitorais, é mais delgado que o dorso, sendo bem delgado a partir da inserção da nadadeira anal.

Observa-se uma papila tubular com cêrca de 2 mm que corresponde ao poro genital, posterior ao anus.

As escamas do dorso são grandes, em relação ao peixe, delgadas, com estrias circulares e concêntricas. A linha pré-dorsal é formada por uma fileira de escamas, dispostas uniformemente. Na base da nadadeira dorsal há uma série de pequenas escamas. Sôbre a parte proximal das nadadeiras anal e caudal há três séries de escamas muito delgadas e alongadas. A linha lateral é pouco demarcada. O istmo é escamoso.

As nadadeiras apresentam a forma e a posição indicada na figura 1, sendo que as nadadeiras ventrais são unidas entre si por uma delgada membrana. O número de raios das nadadeiras está indicado na tabela.

A coloração, no álcool, se apresenta de um tom amarelo-pardacento, sendo o dorso mais escuro. Há um fino pontilhado de prêto em todo o corpo. As nadadeiras dorsal, caudal e anal apresentam máculas arredondadas e escuras; nas nadadeiras ventrais as máculas são bem discretas. A nadadeira peitoral é listrada de preto.

A presente descrição foi baseada no exemplar: M.N.I. 8.672 — Holótipo macho. Proveniente do rio Guajará-Mirim, Território de Guaporé, Brasil, H. Schultz col. 8/953, W. Bokermann leg.

Foram examinados ainda, os seguintes exemplares: M.N.I. 8.697 parátipo macho; M.N.I. 8.698 alótipo fêmea; e M.N.I. 8.699 parátipo fêmea — Forte Príncipe da Beira, Território do Guaporé, Brasil, H. Schultz col. 10/1953, W. Bokermann leg. 1954.

Acreditamos que os dois exemplares fêmeas sejam realmente dessa espécie. Infelizmente, estão muito danificados o que impede uma descrição do seu aspecto geral, mas o morfológico da cabeça, bem como a dentição é igual. Sòmente as nadadeiras anal e caudal do exemplar M.N.I. 8.699 estão em boas condições. A nadadeira caudal tem o mesmo aspecto que o macho e a anal não apresenta prolongamento dos raios. As nadadeiras peitorais se apresentam barradas. A coloração é idêntica ao macho, tendo uma mácula umeral pouco marcada.

Diagnose diferencial: Pelo aspecto geral se aproxima de *Rivulichthys balzannii* (Perugia, 1891) = *R. rondoni* (Ribeiro, 1923), mas a inclinação da mandíbula, posição das nadadeiras, relação do corpo, bem como a coloração, a afasta da espécie de PERUGIA.

A posição das nadadeiras, bem como a sua forma a afasta de *Trigonectes strigabundus* Myers, 1927 e *Neofundulus paraguayensis* (Eigenmann & Perugia, 1903).

É *Pterolebias longipinnis* Garman, 1895 a espécie mais próxima de *Pterolebias bokermanni* sp.n., se diferenciando por apresentar a espécie nova as nadadeiras dorsal e anal situadas mais para traz, menor número de raios da nadadeira anal, menor altura do corpo; nadadeira ventral muito prolongada, menor número de escamas na linha transversal e maior na linha lateral; grande desenvolvimento dos poros cefálicos, principalmente de dois pós-oculares.

Notas sôbre hábitos e coloração em vivo, segundo informações fornecidas pelo Sr. W. Bokermann: a postura é realizada na área, bem como o macho apresenta maior desenvolvimento das nadadeiras e oferece estrias de côr maravilha (tom de vermelho) durante a época da reprodução.

Durante a análise bibliográfica realizada fomos levados a aceitar a igualdade entre as espécies *Haplochilus balzanii* Perugia, 1891 e *Rivulus rondoni* Ribeiro, 1923. Aliás, o próprio Ribeiro assinalou a grande semelhança existente entre a sua espécie e a de Perugia, declarando que as duas espécies foram coletadas no mesmo local (Vila Maria, atualmente Caceres) e que divergiam apenas pela forma das nadadeiras. Acreditamos que as diferenças das nadadeiras dadas por Ribeiro (1923 (58) : 7) são devido sòmente a questão de sexo ou de porte no material examinado, pois como se pode ver pelo Quadro comparativo dos dados tirados das descrições originais as divergências aí existentes não são significativas; Myers, em 1927 ((9) 19 : 129), já havia levantado a hipótese da igualdade de duas espécies. Estamos pois convencionados que *R. rondoni* é um sinônimo de *H. balzanii,* ficando a espécie de Perugia no gênero *Rivulichthys* Myers, 1927.

QUADRO I

	Rondoni	*Balzanii*
Dorsal	9	9
Anal	15	14
L. Lateral	36	34
L. Transversal	12	10
Relação comparativa da cabeça com o corpo	3,85	4,0
Relação Diâmetro do ôlho-comp. da cabeça	4,0	3,0
Número de estrias	4	4-5

Por outro lado observamos também que há uma divergência entre o texto da descrição de *Rivulus rondoni* e a figura total apresentada na prancha I. Estas divergências são principalmente no que diz respeito ao tamanho da na-

dadeira peitoral que segundo o texto tem um comprimento igual a determinado segmento da cabeça bem como atinge ou passa a inserção da nadadeira ventral fato que não é observado na figura fàcilmente comprovado com um compasso; outro lapso diz respeito à nadadeira ventral que ultrapassa o 9.º raio da nadadeira anal e que, segundo a descrição, a nadadeira ventral não atinge a inserção da anal. Evidentemente são lápsos perfeitamente compreensíveis que de modo algum invalidam o trabalho.

BIBLIOGRAFIA

Fowler, H.W., 1939, An interesting South American tooth minnow *Pterolebias longipinnis*. The Fish *Culturist,* 18 (10) : 73-74, fig. (Bibliografia não consultada).

Garman, S., 1895, The Cyprinodonts. *Mem. Mus. Comp. Zool.,* 19 (1) : 1-179, pls. 1-12.

Ihering, R. von, 1931, Cyprinosontes brasileiros (Peixes-Guarús). Systematica e Informações Biológicas. *Arch. Inst. Biol. S. Paulo,* 4 : 243-280, 20 figs. text., pls. 26-29.

Myers, G.S., 1927, An Analysis of the Genera of Neotropical Killifishes allied to *Rivulus. Ann. Mag. Nat. Hist.,* (9) 19 : 115-129.

Myers, G.S., 1942, Studies on South American Fresh-water Fishes I. *Stanford Ichthyol. Bull.,* 2 (4) : 89-114, 19 figs.

Perugia, A., 1891, Appunti sopra alcuni pesci Sud-Americani. *Ann. Mus. Cin. St. Nat.* Genova, (2.ª ser.) 10 : 605-657.

Regan, C.T., 1912, A Revision of the Poeciliid Fishes of the Genera *Rivulus, Pterolebias* and *Cynolebias. Ann. Mag. Nat. Hist.,* (8) 10 : 494-508.

Ribeiro, A. de M., 1923, Zoologia — Peixes (excl. Characinidae). *Publicação Commis. Linh. Telegr. Estrat.* Matto-Grosso (58) anexo 5 — Historia Natural — 15 pp., 1 fig. text., 18 pls. [1920].

Rev. Brasil. Biol., 15 (1) : 41-43
Abril, 1955 — Rio de Janeiro, D. F.

HISTOCHEMICAL DISTRIBUTION OF ESTERASES IN THE LIVER AND METANEPHROS OF BIRDS[1]

SAKAE YONEDA and IVAN MOTA
Laboratory for Cell Physiology, Faculdade de Medicina da Universidade de S. Paulo, Brasil

(With 6 text-figures)

Although the histochemical distribution of esterases has been studied in several animals, there are only a few reports about their existance in birds (Gomori, 1949; Buño & Mariño, 1952; Zacks, 1954).

In this paper we presents a study on the distribution of esterases in the liver and metanephros of several birds species.

MATERIAL AND METHODS

Liver and metanephros of five specimens of each of the following species were studied: chick — *Gallus gallus domesticus* (Linnaeus); duck — *Anas boschas domestica* (Linnaeus); owl — *Otus choliba choliba* (Vieillot); water fowl — *Gallinula chlorops galeata* (Lichtenstein); parakeet — *Tiririca chiriri* (Vieillot); pigeon — *Columba livia domestica* (Gmelin); and canary — *Sicalis flaveona brasiliensis* (Gmelin).

Tween 80, G-2151 and alpha-naphthyl acetate were used respectively as substrate for the demonstration of lipase, tween-esterase and naphthyl-esterase. Methods were performed according to Gomori (1952). Lipase and tween-esterase were activated respectively by 0,2% sodium taurocholate and 0,2% quinine sulphate (Willstatter & Memmen, 1924; Nachlas & Seligman, 1949; Rona & Paulovic, 1923; Rona & Takata, 1923). Sections treated in the same way but previously submitted to water steam or lugol were used as controls.

RESULTS

Lipase — Only liver and metanephros of pigeons presented a positive reaction.

[1] Received for publication September 2, 1954.

In the liver, lipase was localized in the biliary ducts while in the metanephros the enzyme was present in the secretory tubules and connecting tubules described by HUBER in 1917 (figs. 1 and 2).

Tween-esterase — In the pigeons, this enzyme has the same localization as lipase. In the other species studied only the connecting tubules in the metanephros presented a positive reaction (figs. 3 and 4).

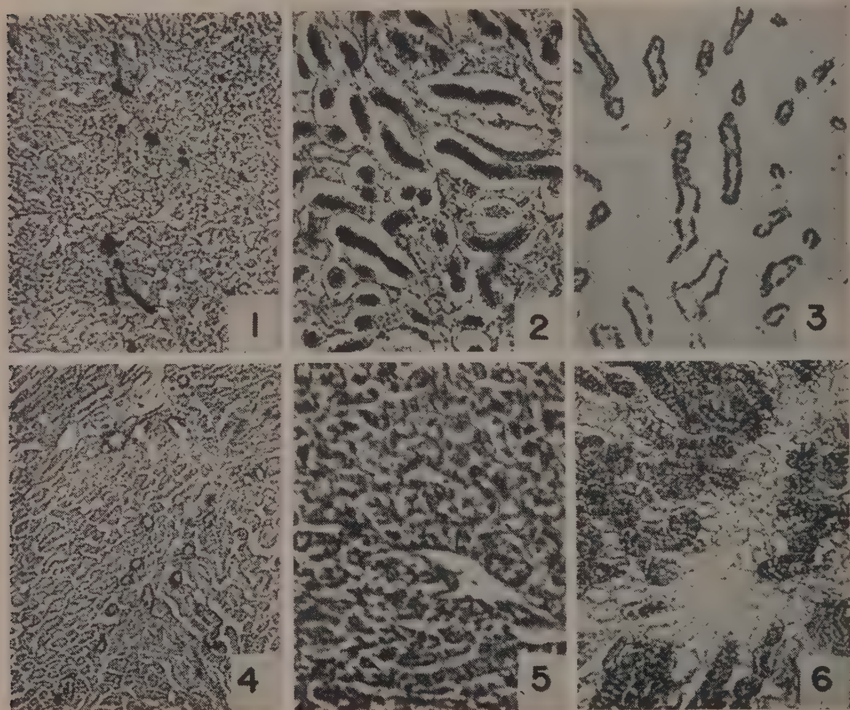


Fig. 1 — Pigeon liver. Tween-esterase. Positive reaction in the biliary ducts. About 70X. — Fig. 2 — Pigeon kidney. Tween-esterase. Positive reaction in the secretory and connecting tubules. About 170X — Fig. 3 — Chick kidney. Tween-esterase. Positive reaction in the connecting tubules only. About 170 X. — Fig. 4 — Duck kidney. Tween-esterase. Observe a positive reaction in the connecting tubules only. About 70X. — Fig. 5 — Chick liver. Alpha naphtyl-esterase. Strong positive reaction in the hepatic cells. About 150X. — Fig. 6 — Chick kidney. Alpha naphthyl-esterase. Positive reaction in the nephron. About 170 X.

Naphthyl--esterase — This enayme presented a broader distribution, a positive reaction being present in all the species in the hepatic parenchyma and in the whole nephron plus the connecting tubules of the kidney (figs. 5 and 6).

DISCUSSION

It is interesting to observe the different behaviour of the enzymes in the various species of birds.

Among the species studied only the pigeon presents a positive lipase and tween-esterase reaction in the liver and in the secretory tubules of the kidney. In the other species a negative reaction for lipase was always obtained and tween-esterase was localized only in the connecting tubules.

The different histochemical localization of lipase and tween-esterase suggest that these enzymes are different. On other side the distribution of alpha naphthyl esterase was much larger suggesting that it is a distinct and individual enzyme.

We are greatly indebted to Drs. ALVES DE CAMARGO, P. E. VANZOLINI and Prof. L. C. JUNQUEIRA for valuable assistance.

SUMMARY

The histochemical distribution of lipase, tween-esterase and alpha naphthyl esterase were studied in the liver and metanephros of several different species of birds. From the results obtained the authors suggest that alpha naphthyl esterase, tween-esterase and lipase are distinct enzymes.

BIBLIOGRAPHY

BUÑO, W. & MARIÑO, R.G., 1952, Location of lipase activity in the chick embryo. *Acta Anat.*, 16 (1-2) : 85-92, 10 figs.

GOMORI, G., 1949, Histochemical localization of true lipase. *Proc. Soc. Exp. Biol.*, N.Y., 72 (3) : 697-700, 2 figs.

GOMORI, G., 1952, *Microscopic Histochemistry*. Univ. Chicago Press (cf. pp. 200-208).

NACHLAS, M.M. & SELIGMAN, A.M., 1949, Evidence for the specificity of esterase and lipase by the use of three chromogenic substrates. *J. Biol. Chem.*, 181 (1) : 343-354.

RONA, P. & PAVLOVIC, R., 1923, Über die Wirkung des Chinins und der Atoxyls auf Pankreaslipase. *Biochem. Z.*, 134 (1-4) : 108-117.

RONA, P. & PAVLOVIC, R., 1923, Über die Wirkung des Chinins und der Atoxyls auf Magenlipase. *Biochem. Z.*, 134 (1-4) : 118-130.

WILLSTÄTTER, R. & MEMMEN, F., — Quoted by SELIGMAN, A.M. & NACHLAS, M.M., 1950, The colorimetric determination of lipase and esterase in human serum. *J. Clin. Invest.*, 29 : 35.

ZACKS, S.I., 1954 Esterases in the early chick embryo. *Anat. Rec.*, 118 (3) : 509-537, 9 figs.

Rev. Brasil. Biol., 15 (1) : 45-50
Abril, 1955 — Rio de Janeiro, D. F.

FAUNA DO DISTRITO FEDERAL. XXII.
Contribuição ao conhecimento do gênero "Doru" Burr, 1907 (Dermaptera, Forficulidae) [1]

JOAQUIM PEREIRA MACHADO FILHO e THOMAZ PEREIRA FILHO
Museu Nacional, Rio de Janeiro, D.F.

(Com 11 figuras no texto)

No presente trabalho apresentamos o estudo de duas espécies do gênero *Doru* Burr, 1907, colecionadas no Distrito Federal. Queremos assinalar, de início, um fato interessante por nós constatado ao estudarmos os ramos das pinças dessas espécies; notamos que em tôdas as fêmeas que examinamos verifica-se a presença de uma cerda longa ao meio de cada ramo da pinça, fato êste de que não encontramos nenhuma citação. Êste carater, confirmado, virá facilitar a distinção rápida de machos e fêmeas da ordem em apreço.

Doru Burr, 1907

Antenas com os 3.º e 4.º segmentos aproximadamente iguais. Élitro largo e liso. Abdômen de largura uniforme e comprimido dorso-ventralmente. Pigídio transverso, na porção que fica sob o propígio. Pigídio espinhoso na porção terminal, que é visível. Forceps delgados.

Espécie tipo: *Doru lineare* Esch., 1822 (designação original).

Dorú lineare Eschscholtz, 1822

(Figs. 1-6)

Doru lineare Esch., 1822 : 81, pl. 6.
Forficula linearis Esch., 1822 : 81
Forficula suturalis Serville, 1839 : 40
Forficula taeniata Dohrn, 1862 : 230
Forficula californica Dohrn, 1865 : 85
Forficula aculeata Scudder, 1876 : 256

[1] Recebido para publicação a 30 de setembro de 1954.
Com auxílio do Conselho Nacional de Pesquisas.

Forficula luteipes Scudder, 1876 : 255
Sphingolabis meridionalis Kirby, 1891 : 529
Apterygida californica Bormans, 1900 : 111
Apterygida taeniata Bormans, 1900 : 110
Doru lineare Burr, 1911 : 79
Doru lineare Moreira, 1930 : 25
Doru lineare Moreira, 1931 : 169
Doru lineare Menozzi, 1932 : 165

Comprimento total do ♂: 18 mm, pinça 5 mm.

Cabeça: Castanha-testácea, cordiforme, chanfrada posteriormente e com sutura bem visível. Clípeo, labro e palpos amarelos. Olhos negros, Antenas com 13 artículos; 1.º artículo longo, cêrca de quatro vêzes o 2.º que é muito reduzido; 3.º artículo cilíndrico, maior que o 2.º; os artículos restantes aumentam gradativamente de comprimento. Na figura 1, teríamos dúvida quanto ao número de artículos, pois figuram 14. O artículo basal não é mais do que uma entumescência da cabeça.

Pronoto: Castanho, mais longo que largo, margem anterior mais ou menos convexa, com os ângulos arredondados. Margens laterais do pronoto convexas. Ao meio do pronoto há uma linha longitudinal amarela.

Élitros: Testáceos, longos, mais escuros na margem interna, deixando aparecer parte da asa, que é testácea. O élitro apresenta uma chanfradura na porção distal (fig. 1).

Patas: Amarelo-testáceas; fêmur pouco piloso; tarsos com o 1.º artículo mais ou menos do mesmo tamanho que o 2.º e 3.º somados.

Abdômen: Castanho, com os segmentos uniformemente desenvolvidos. Propigídio quadrangular, com entumescências laterais na porção caudal. Tubérculos laterais do 4.º segmento bem desenvolvidos (fig. 1).

Pigidio (Pi): Trapezóide, apresentando forte espinho (figs. 4, 5 e 6).

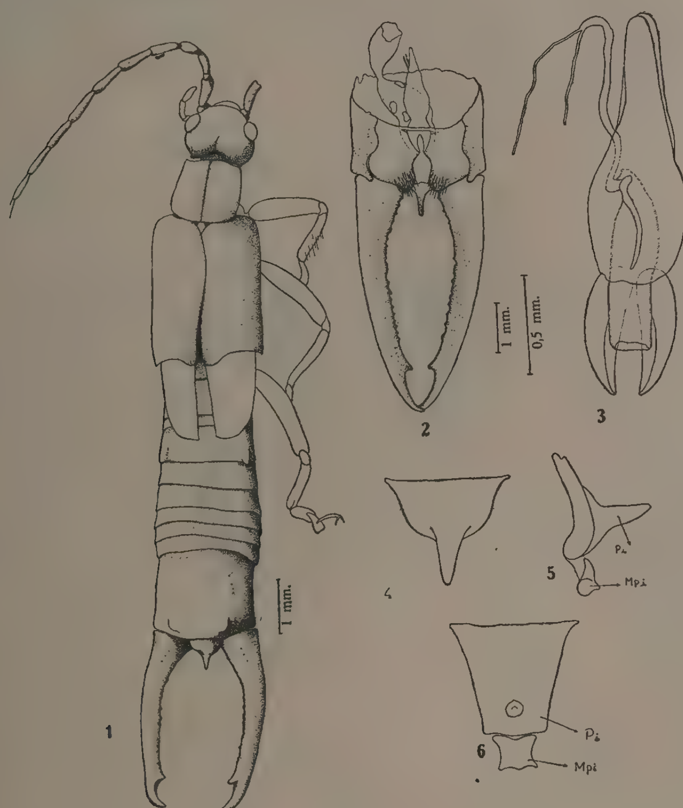
Metapigidio (Mpi): Quadrangular, vértices arredondados, com os lados curvados para dentro (figs. 5 e 6).

Ramos da pinça (fig. 2): Testáceos, afastados na base, convergindo para o ápice. Ramos da pinça largos na base, estreitando-se para o ápice. Bordos dos ramos das pinças internamente denticulados.

Genitália (fig. 3): Pênis simples, metaparâmero estreito e agudo no ápice, com as faces externas arredondadas na metade basal. Virga em forma de *S* alongado, saco prepucial simples.

Material estudado: ♂♂ ns. 53 e 54 provenientes do Grajaú, D. Federal, coletados por Joaquim Pereira Machado Filho em 25 de dezembro de 1954; na coleção do Museu Nacional.

Esta espécie ocorre desde o sul dos Estados Unidos da América do Norte até a República Argentina. No Brasil, tem sido encontrada no Estado do Rio de Janeiro, Distrito Federal, Monte Serrat e Leopoldina (Minas Gerais), Rio Grande do Sul e São Paulo.



Doru lineare Esch., 1822, macho — Fig. 1: Total, vista dorsal; fig. 2: ramos da pinça, face ventral; fig. 3: genitália, face dorsal; fig. 4: pigídio, face dorsal; fig. 5: pigídio e metapigídio, perfil; fig. 6: pigídio e metapigídio, vista caudal.

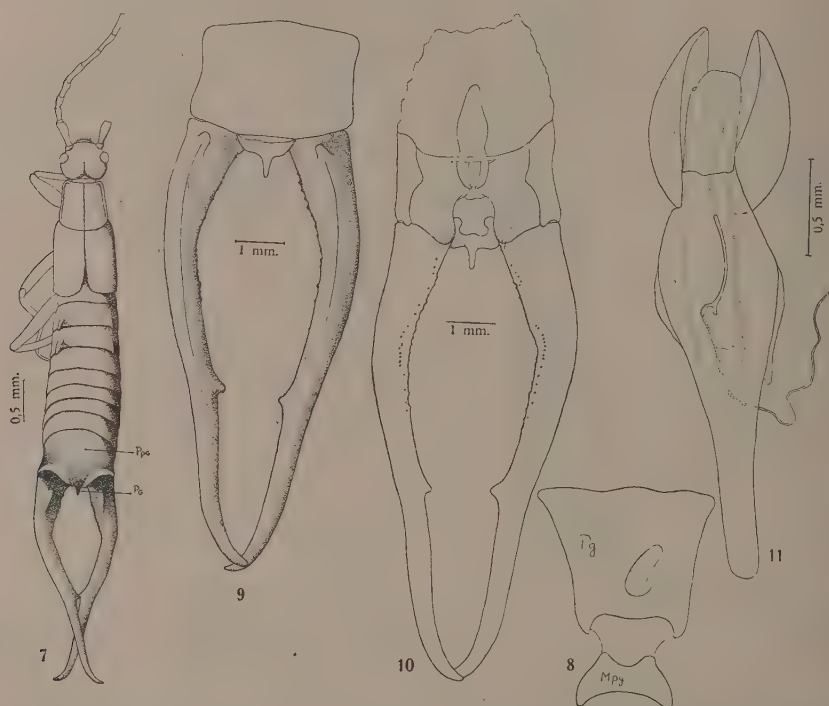
Doru luteipenne (Serville, 1839) Burr, 1907

(Figs. 7-11)

Forficula gracilles Burm., 1838 : 755 (non Blanchard)
Forficula luteipenne Serville, 1839 : 46
Doru luteipenne, Burr, 1907 : 123
Forficula dichroa Stal, 1858 : 301
Forficula vellicans Scudder, 1876 : 254
Apterygida luteipennis Bormans, 1911 : 118
Doru luteipenne Burr, 1911 : 79
Doru luteipenne Moreira, 1930 : 26
Doru luteipenne Menozzi, 1932 : 165

Comprimento: Total 20 mm, pinça 7 mm.

Cabeça: Ocrácea, cordiforme, chanfrada posteriormente, com duas fossetas entre as bases das antenas. Clípeo amarelo ocre. Labro e palpo amarelo-claros. Olhos negros. Antenas com 25 segmentos (no exemplar estudado incompleta): o 1.º segmento antenal longo, cônico, duas vêzes maior do que o 2.º que é curto; 3.º segmento antenal longo e cilíndrico; os segmentos restantes aumentam gradativamente de comprimento (fig. 7).



Doru luteipenne Serville, 1839, macho — Fig. 7: Total, vista dorsal; fig. 8: pigídio e metapigídio, vista caudal; fig. 9: ramos da pinça, face dorsal; fig. 10: genitália, face ventral; fig. 11: genitália, face dorsal.

Pronoto: Amarelo-ocre, mais longo que largo e mais estreito que a cabeça e os élitros. Margens anterior e posterior do pronoto côncavas em relação a cabeça. Margens laterais do pronoto divergentes regularmente. Ao meio do pronoto há uma linha longitudinal ocre.

Élitros: Amarelo-ocre, pubescentes com as margens mais escuras. Margem distal do élitro arredondada. Asas nulas.

Patas: Coxas amarelas. Fêmures amarelos com grandes manchas nas porções ântero-inferiores e com duas filas longitudinais escuras ocupando tôda a

face dorsal. Tarsos curtos; 1.º artículo cêrca de duas vêzes maior que o 3.º; 2.º artículo menor que o 3.º.

Abdômen: Castanho, com os primeiros segmentos cobertos pelas asas. Os segmentos abdominais expostos são lateralmente bem mais escuros, quase negros. Tubérculos laterais dos 3.º e 4.º segmentos abdominais bem desenvolvidos. Propigídio chanfrado lateralmente com protuberância na porção caudal (fig. 7) (PPg).

Pigidio: Trapezóide, face posterior convexa, bordos laterais divergentes e com prolongamento digitiforme (figs. 7 e 8).

Metapigídio: Quadrangular, com os bordos arredondados (fig. 8).

Ramos da pinça: Testáceos, afastados na base, triquetros e convergentes. Os ramos das pinças são largos na base, estreitando-se para o ápice. Bordo interno do ramo da pinça preapicalmente com um dente mais forte (figs. 9 e 10). Bordo interno do ramo das pinças com dentes evidentes na metade basal.

Genitália (fig. 11): Pênis simples, metaparâmero estreito e agúdo no ápice com os lados externos arredondados na metade basal. Virga em forma de forquilha. Saco prepucial simples, não denticulado.

Material estudado: ♂ n.º 56, proveniente da Reprêsa do Pau da Fome, Jacarepaguá, D. Federal, coletado por Joaquim Pereira Machado Filho em 23 de março de 1954; na coleção do Museu Nacional.

BIBLIOGRAFIA

BORMANS, A., 1893, In *Biol. Centr. Amer.* Orthoptera-Forficulidae I : 1-12, 2 ests.

BORMANS, A., 1900, *Forficulidae und Hemineridae*. Das Tierreich, 11 : XX + 144 pp., 47 figs.

BURMEISTER, H., 1838, *Handbuch der Entomologie*, 2 : 755. (não consultado)

BURR, M., 1907, A preliminary revision of the Forficulidae (sensu stricto) and of Chelisochidae, families of the Dermatoptera. *Trans. Ent. Soc. Lond.*, : 123

BURR, M., 1911, In P. WYTMAN. *Genera Insectorum Dermaptera*, 122 : 78-79.

DOHRN, H., 1862, Versuch einer Monographie der Dermapteren. *Stett. Ent. Zeit.*, 25 : 230.

DOHRN, H., 1865, Versuch einer Monographie der Dermapteren. *Stett. Ent. Zeit.*, 26 : 68-99.

ESCHSCHOLTZ, J., 1822, Descriptions d'insectes nouveaux. Oeuvres entomologiques. Entomographien 1 : 1-136.

KIRBY, W.F., 1891, A revision of the Forficulidae, with descriptions of new species in the British Museum Senin. *Soc. J. Zool.*, 23 : 502-531.

MENOZZI, C., 1932. Contributto alla conoscenza dei Dermatteri del Brasile. *Rev. Ent.*, 2 (2) : 150-168; 13 figs.

MOREIRA, C., 1930, Forficulideos do Brasil. *Inst. Biol. Def. Agr. Min. Bol.*, Rio de Janeiro, (7) : 1-32; 8 figs.

MOREIRA, C., 1931, Über einige Dermaptera von Südamerika aus der Sammlung Deutschen Entomologischen Instituts Dahlem. *Konowia*, 10 (3) : 167-170, 2 figs.

Scudder, S.A., 1876, Critical and Historical notes on the Forficulariae. *Proc. Boston Soc. Nat. Hist.*, 18 : 287-332.

Serville, A., 1839, *Histoire Naturelle des Insectes Orthoptères* : 19-35.

Townes, H.K., 1945, A list of the generic and subgeneric names of Dermaptera, with their genotypes. *Ann Ent. Soc. Amer.*, 33 (3) : 343-356.

Rev. Brasil. Biol., 15 (1): 51-55
Abril, 1955 — Rio de Janeiro, D. F.

"ISCHIOSCIA AMAZONICA", UMA NOVA ESPÉCIE DE ISÓPODE TERRESTRE DO ESTADO DO AMAZONAS (Isopoda, Oniscidae) [1]

ALCEU LEMOS DE CASTRO
Museu Nacional, Rio de Janeiro, D.F.

(Com 8 figuras no texto)

Grande número de espécies sul-americanas da família *Oniscidae*, descrito até os nossos dias, tem sido colocado pelos autores no gênero *Philoscia* Latreille. Êste gênero, entretanto, está hoje dividido por VERHOEFF em diversos outros gêneros e sub-gêneros, achando êste autor pouco provável que existam espécies americanas que possam ser enquadradas no gênero *Philoscia* com o sentido restrito atual que lhe foi dado e que inclui espécies do Velho Mundo. Há, portanto, necessidade de uma revisão cuidadosa dos tipos dessas espécies, pois que de muitas faltam ilustrações e descrições mais detalhadas, mormente dos 1.º e 2.º pares de pleópodos do macho, tão importante na moderna sistemática dêsse grupo.

Tendo recebido, provenientes do Estado do Amazonas, dois exemplares de uma espécie que julgamos nova para a ciência e cuja descrição é feita mais adiante, enquadramo-la, consultando a monografia de VAN NAME, no grupo *Ischioscia* que êste autor considera como sub-gênero de *Philoscia* Latreille (embora tenha sido tratado como gênero a parte por VERHOEFF); verificamos, por outro lado, haver ainda muita confusão nesse grupo, não só com relação à diferenciação entre as diversas espécies nele incluidas, como também quanto à designação genérica que deva ser usada, no caso de considerá-lo como gênero a parte como nos parece mais acertado. Para melhor compreensão faremos aquí um breve relato histórico.

BUDDE-LUND (1908 : 289) creou, dentro do gênero *Philoscia* Latreille, um novo sub-gênero *Hesca* sem dar uma diagnose, incluindo, porém, neste grupo duas espécies: *Philoscia nitida* Miers e *Philoscia debilis* Budde-Lund (esta última colocada na sinonímia de *P. variegata* Dollfus por VAN NAME, com a observação de que aquêle nome talvez tenha prioridade sôbre êste). Anos mais

[1] Recebido para publicação a 12 de outubro de 1954.
Trabalho realizado com auxílio do Conselho Nacional de Pesquisas.

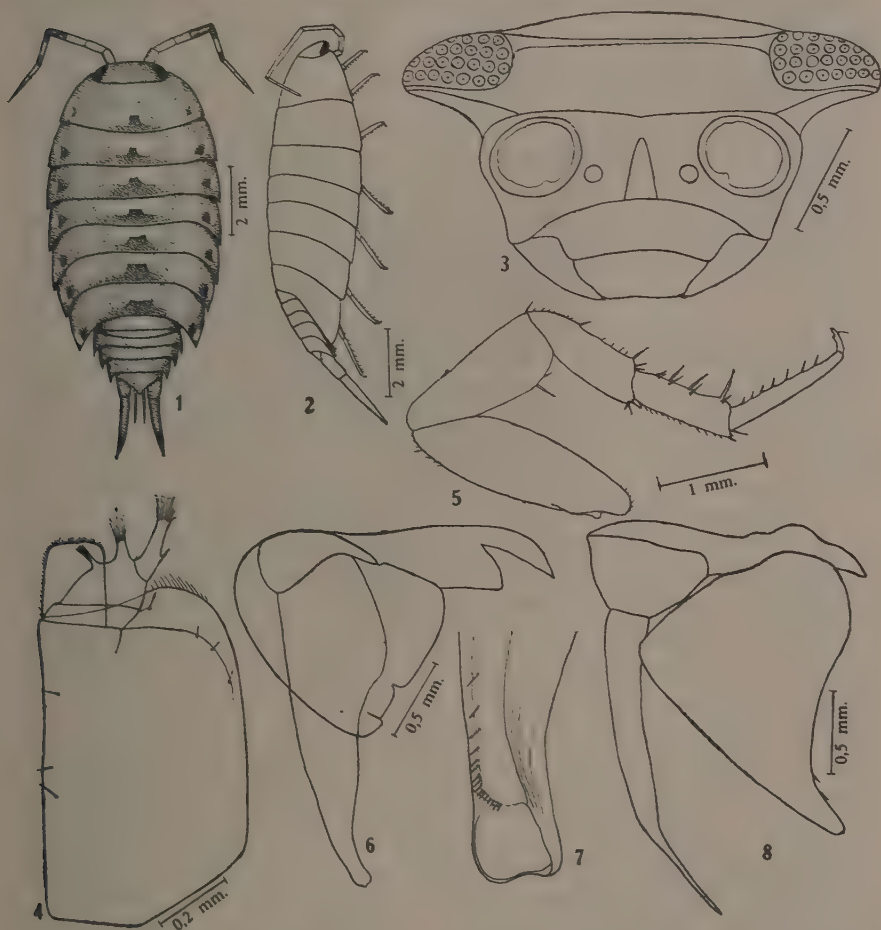
tarde VERHOEFF (1928 : 26) creou um novo gênero *Ischioscia*, cuja espécie tipo *I. lobifera* êle declarou ser muito próxima de *P. variegata*, aventando a possibilidade desta última também pertencer ao referido gênero. VAN NAME (1936: 118) coloca *I. lobifera* na sinonímia de *P. variegata*, usando a designação *Ischioscia* Verhoeff (porém como sub-gênero) de preferência a de *Hesca* Budde-Lund, pelo fato de não haver êste autor fornecido diagnose do grupo. VERHOEFF (1941 : 121) discorda da sinonímia entre *I. lobifera* e *P. variegata*, justificando para tanto que seus pleópodos masculinos são diferentes e considera inconsistente a reunião de outras espécies (*P. nitida* Miers e *P. mineri* Van Name) a *Ischioscia*, afirmando que a única espécie justificada dêste gênero é a *lobifera*. VANDEL (1952 : 123), estudando exemplares procedentes da Venezuela, declara não haver dúvida de que *I. lobifera* Verhoeff é sinônimo de *P. variegata* Dollfus e que é provável que *P. nitida* Miers seja também sinônima desta última (possibilidade essa já admitida anteriormente por VAN NAME); adota êste autor o nome de *Ischioscia* de preferência a *Hesca* pelas mesmas razões invocadas por VAN NAME.

Em face do expôsto e pelo fato de não possuirmos material das localidades onde as espécies supracitadas ocorrem, achamos mais conveniente adotar a designação genérica *Ischioscia* Verhoeff para a espécie em questão, louvando-nos nas opiniões de VAN NAME e VANDEL, e aceitando, destarte, a sinonímia estabelecida pelos mesmos.

Ischioscia amazonica sp.n.

Corpo bastante largo e fortemente convexo, a superfície dorsal lisa, observando-se pequeninos pêlos esparsos sob grande aumento. Cabeça cêrca de duas vêzes mais larga do que comprida, pouco convexa, de contôrno elítico quando vista de cima. Olhos grandes, ovais, com cêrca de 30 ocelos, situados nas bordas ântero-laterais da cabeça, não se observando vestígios sequer de lobos laterais; os ocelos apresentam-se esbranquiçados, com um pigmento central escuro e dispõem-se de 4 fileiras, das quais a mais inferior ocupa uma posição nitidamente ventral. A parte superior da cabeça, isto é, a que fica situada acima da linha supra-antenal é extraordinàriamente expandida para os lados e para a frente, carater êsse que aliado à sua pouca convexidade lhe dá um aspecto de achatamento. Linhas marginal e interocular fortemente evidenciadas, linha frontal pouco perceptível e quase contígua à interocular, a supra-antenar quase reta, pré-fronte plana. Antenas pouco pilosas, delgadas, de comprimento médio, atingindo, quando estendidas para trás, à altura da extremidade do 3.º segmento torácico; flagelo um pouco mais curto que o 5.º segmento do pedúnculo e composto de três artículos de igual comprimento. Maxilípedes com o ramo externo de forma mais ou menos retangular, muito piloso, sem espinhos ou tubérculos; 2.º artículo do palpo com a margem interna provida de duas ex-

pansões com tufo de cerdas. Dentes internos do ramo externo da 1.ª maxila com as pontas bífidas, o ramo interno com dois penicílios. Mandíbulas providas de três pares isolados de penicílios. Epímeros dos segmentos torácicos muito desenvolvidos, estendendo-se para baixo muito além dos esternitos e recobrindo



Ischioscia amazonica sp.n., macho — Fig. 1: Vista dorsal; fig. 2: vista lateral; fig. 3: cabeça, vista de frente; fig. 4: maxilipede; fig. 5; pata do 7.° par; fig. 6: pleópode do 1.° par; fig. 7: extremidade distal do endopodito do 1.° pleópode; fig. 8: pleópode do 2.° par.

quase completamente as patas em vista lateral. 1.° segmento torácico bem mais longo que os demais, largamente expandido para a frente e envolvendo lateralmente a cabeça na altura da linha supra-antenar, de tal sorte que as partes laterais expandidas da cabeça ficam por sôbre o segmento. Patas torácicas fortes providas com espinhos longos e simples; as patas do 1.°, do 2.° e do 3.° par nos machos com o isquiopodito inferiormente dilatado e achatado. Abdômen

nitidamente mais achatado que o tórax. 3.º, 4.º e 5.º segmentos abdominais com epímeros bem desenvolvidos, curvos para trás. Pleópodos sem traquéias. Exopoditos dos 1.º e 2.º pleópodos, em ambos os sexos, com um nítido sulco que se estende na fêmea por tôda a borda lateral inferior, prolongando-se num outro sulco em direção ao centro; êsses sulcos devem ter papel importante no mecanismo de humedecimento dos pleópodos na função respiratória. Exopoditos dos primeiros pleópodos no macho posteriormente largos, com uma nítida cisura; endopoditos curtos e grossos, terminando atrás em uma larga abertura irregular, acima da qual se encontra uma fileira de cerdas disposta próximo à margem lateral interna. Exopodito dos segundos pleópodos no macho muito estreitados para a extremidade, os endopoditos muito longos e terminando quase capilar (como se observa em *Benthana*), chegando a alcançar a extremidade do 4.º par de pleópodos. Telson triangular, mais largo do que longo, lados côncavos. Protopoditos dos urópodos ultrapassando um pouco a extremidade do telson, chanfrado lateralmente no seu 1/3 inferior; exopodito delgado e longo, chanfrado lateralmente em todo o seu comprimento. O protopodito e o exopodito juntos correspondem em comprimento ao abdómen, incluindo o telson. Endopodito também bastante longo, inserido junto a base do protopodito e bastante afastado do ponto de inserção do exopodito.

Tanto o macho como a fêmea medem de comprimento cêrca de 9 mm.

Côr — Os exemplares conservados em álcool apresentam a superfície dorsal do corpo cheia de pequenos pigmentos irregulares de côr castanho escura, cuja disposição resulta um complicado desenho, havendo pontos em que há maior condensação de pigmento, como por exemplo próximo das margens laterais, junto a margem posterior de cada segmento torácico e na altura da linha mediana; observam-se, por outro lado, áreas maiores despigmentadas na linha mediana e duas áreas arredondadas lateralmente situadas em cada segmento torácico. Os três primeiros artículos das antenas quase sem pigmentação; o 4.º com a metade proximal despigmentada e a distal de côr castanha uniforme, o 5.º com essa mesma côr nas proximidades e o restante despigmentado. Pré-fronte de côr castanha uniforme. Superfície ventral com pigmentos esparsos no epístoma, nas bordas marginais internas dos epímeros torácicos e abdominais e nas patas, lembrando neste particular as patas de *Ligia*, apenas que neste gênero há maior condensação de pigmento. Pleópodos de côr castanha. Protopodito e endopodito dos urópodes com a característica pigmentação do corpo; exopodito com a porção anterior pigmentada, a posterior de côr castanha uniforme separadas por uma faixa central despigmentada.

Material estudado — 1 ♂, holótipo, n.º 774, e uma fêmea, alótipo, n.º 1.216, da coleção carcinológica do Museu Nacional, coletados no Alto Itacoaí, Estado do Amazonas, por José Candido de Mello Carvalho e Argentino Fontes, em maio de 1950.

Discussão — A presente espécie distingue-se das demais situadas no gênero *Ischioscia*, principalmente, pelo seguinte:

1) vertex da cabeça dorsalmente muito menos convexo, sendo mesmo quase plano;

2) corpo muito alto e convexo, devido ao grande desenvolvimento dos epímeros torácicos para baixo;

3) pleópodos dos 1.º e 2.º pares do macho são bastante diferenciados (figs. 6, 7 e 8);

4) exopoditos dos urópodos relativamente longos, sendo o seu comprimento quase igual ao do abdômen (inclusive o telson);

5) flagelo das antenas com os três artículos de igual comprimento;

6) pereiópodes do 7.º par do macho com o isquio quase desprovido de cerdas do lado interno e sem o lobo distal externo.

BIBLIOGRAFIA

Budde-Lund, 1908. Isopoda von Madagaskar u. Ostafrika. *Voeltzkow. Reise in Ostafrika in d. Jahren 1903-1905*, II : 265-308. pls. XII-XVIII.

Van Name, W.G., 1936, The American Land and Fresh-water Isopod Crustacea. *Bull. Amer. Mus. Nat. Hist.*, 71 : I-VII + 1-535.

Vandel, A. 1952. Étude des isopodes terrestres récoltés au Venezuela par le Dr. G. Marcuzzi. *Mem. Mus. Civ. Storia Nat. Verona*, 3 : 59-203, 97 figs.

Verhoeff, K.W., 1928. Ueber einige Isopoden der zoologischen Staatssammlung in München. 38. Isopoden-Aufsatz. *Zool. Anz.*, 76 : 25-36, 113-123, 16 abb.

Verhoeff, K.W., 1941. Zur Kenntnis südamerikanischer Oniscoideen... 71. Isopoden Aufsatz. *Zool. Anz.*, 132 : 114-126. 15 figs.

Rev. Brasil. Biol., 15 (1) : 57-62
Abril, 1955 — Rio de Janeiro, D. F.

SÔBRE A PRESENÇA DE RUTINA EM "ESCHSCHOLTZIA CALIFORNICA" CHAM., "FAGOPYRUM ESCULENTUM" MNCH., "MACLURA AFFINIS" MIQ., E VÁRIAS ESPÉCIES DE "EUCALYPTUS" L'HER. [1]

WALTER BRUNE
Faculdade de Farmácia e Odontologia, São Paulo

A procura de espécies vegetais como fonte de vitamina P fez com que se conheça hoje um número elevado de plantas que contêm êste princípio, em especial em forma de rutina (11, 12, 13, 17, 18, 24).

Entretanto, as informações bibliográficas, comparadas entre si, são pouco precisas, pois, é alta a discrepância nos teores indicados (23). SHIMIZU & OHTA (20) encontraram em flôres de *Sophora japonica* L. 12 a 13% [2] de rutina conforme a extração aplicada, enquanto que TANAKA & KONDÔ (22) só acharam 2,4%, e RABATÉ & DUSSY (15) aproximadamente 4%. COUCH e col. (6), ao contrário, indicam o alto valor de 16,3% e KREWSON e col. (10) mencionam os teores muito variáveis de 13 a 23%. De maneira semelhante observaram-se concentrações variáveis em *Fagopyrum esculentum*. Enquanto que PARIS (14) encontrou 0,72 a 2,1% de rutina, KREWSON e col. (10) falam de resultados entre 2 e 7%. Em *Fagopyrum tartaricum* Gaertn., os valores são em geral inferiores aos de *Fagopyrum esculentum*. O material analisado por KREWSON & COUCH (9), por exemplo, só apresentou 0,4%. No entanto IMAI & FURUMIYA (8) extrairam 3% e PARIS (14) 1,1 a 2,37%.

Isto se deve certamente à técnica variável de extração, aplicada pelos diversos autores. Há de se supor ainda a existência de linhagens, dentro da mesma espécie, que diferem pelo teor em rutina. Uma razão, porém, mais importante para explicar as discrepâncias nos resultados, e que sobresai nesta determinação, é a presença de corantes nos extratos naturais, substâncias estas de comportamento semelhante ao da rutina, e portanto de difícil eliminação no processo de purificação.

Conhecem-se diversos métodos para a eliminação destas impurezas. COUCH e col. (4) recomendam, depois de maceração com álcool, evaporação do dissol-

[1] Recebido para publicação a 1 de outubro de 1954.

[2] Sempre em relação à matéria sêca.

vente e remoção da matéria graxa por filtração através de algodão de vidro, o emprêgo de sílica-gel para eliminar os "red-pigments", e de iso-propanol para eliminar os componentes álcool-insolúveis. NAGHSKI e col. (13) classificam as impurezas, que acompanham a rutina em extratos naturais, em "benzeno-solúveis" e "álcool-insolúveis", eliminando-as pelas respectivas extrações. COUCH e col. (5) aplicam sílica-gel, depois de extração por isopropanol. ESKEW e col. (7) simplificam a extração por aplicação de água quente, ou álcool, diretamente no substrato, dissolvendo em seguida a rutina bruta em iso-propanol e etanol anidro.

Uma comparação dos resultados, quanto às extrações e purificações elaboradas por NAGHSKI e col. (13), COUCH e col. (5) e ESKEW e col. (7), confirma um fato já citado por NAGHSKI, segundo o qual as recristalizações causam perdas incontroláveis de rutina nas purificações. Assim achei, sempre partindo do mesmo material: 4,8 e 4,4% (método Naghski 13), 1,7% (método Couch 5) e 4,8% (método Eskew 7).

A fim de poder avaliar, de maneira simples, o teor "real" de rutina em extratos naturais, e para procurar a razão das discrepâncias entre os resultados referidos na bibliografia, foi desenvolvido ùltimamente (2) um processo rápido que permite a análise de elevado número de amostras sem grande consumo de material e reagentes.

MÉTODO

O material recém coletado é secado em estufa por corrente de ar a 60°C, sendo moido em seguida.

Prepara-se o extrato de material sêco (1%) por fervura, durante uma hora, em água. Usa-se, como padrão, solução aquosa de rutina pura de aproximadamente 10 a 12 mg%. Trata-se, em tubo de centrífuga, cada vez um ml de extrato, ou da solução de rutina, com três ml de reagente de alumínio (concentrações aproximadas: cloreto de alumínio 17 milimolar, acetato de potássio molar, ácido acético 17 milimolar), e três ml de solução aquosa de acetato neutro de chumbo (0,5 molar). Adiciona-se, depois, à solução de rutina, hidróxido de sódio (molar) gota a gota, agitando-se contìnuamente, até que o precipitado, inicialmente formado, se dissolva com dificuldade. A mesma quantidade de hidróxido de sódio introduz-se, agitando da mesma forma, nos extratos. Os extratos, assim tratados, são, em seguida, centrifugados, o sobrenadante completado para 10 ml com água, e medida a extinção a 413 mμ dentro de 10 minutos a duas horas.

MATERIAL

Fôlhas de 40 espécies de *Eucalyptus*, coletadas em agôsto de 1953 no Hôrto Florestal da Companhia Paulista de Estradas de Ferro, Rio Claro/Estado de São Paulo.

Inflorescências e fôlhas de *Eschscholtzia californica*, procedentes do Hôrto Florestal, Serra da Cantareira, São Paulo.

Inflorescências e fôlhas de *Fagopyrum esculentum*, procedentes da Chacara 'Santa Rosa', Arujá, Estado de São Paulo.

Lenho de *Maclura affinis*, procedente do Hôrto Florestal da Serra da Cantareira, Estado de São Paulo.

RESULTADOS

Classificações		*Espécie*	*Teor (% de rutina)*	
do Hôrto Florestal, Rio Claro	de Blakely (1)		encontrado	conforme referências
6	64	*Eucalyptus botryoides* Sm.	0,0	0,0 (11)
1	197	*E. camaldulensis* Dehnh.	0,3	0,0 (11)
		(ant. *rostrata* Schlecht.)		
60	36	*E. ficifolia* F.v.M.		
		var. de flôres vermelhas	0,3	
		var. de flôres brancas	0,0	0,0 (11)
166	—	*E. gigantea* Hook	0,3	—
8	248	*E. globulus* Labill.	0,0	0,0 (11)
19	331	*E. macrorrhyncha* F.v.M.	0,0	10 (21)
				13,7 — 23,1 (10)
				6,0 — 24,0 (16)
26	537	*E. paniculata* Sm.	0,3	0,0 (11)
41	245	*E. pulverulenta* Sims.	0,4	—
45	514	*E. racemosa* (antiga *crebra*) F.v.M.	0,3	0,0 (11)
7	67	*E. robusta* Sm.	0,0	0,0 (11)
2	178	*E. tereticornis* Sm. (*)	0,0	0,0 (11)
20	277	*E. viminalis* Labill.	0,4	0,0 (11)
		Eschscholtzia californica		
		fôlhas	2,0	
		inflorescências	4,4	5 (**) (17)
		Fagopyrum esculentum	3,4	0,72 — 2,1 (14)
				0,11 (19)
				2 (3)
				1,78 (3)
				6 (3)
				2 — 7 (10)
		Maclura affinis	1,8	—

(*) Classificação nova: *E. umbellata* (Gaertn.) Domin.
(**) Pétalas frescas.

Espécies de *Eucalyptus* sem rutina, quanto à análise aqui aplicada, e também sem referências encontradas na bibliografia: *E. accedens* W. v. Fitz., *E. alba* Reinw., *E. angulosa* Schauer, *E. baileyana* F. v. M., *E. citriodora* Hook, Mitch., *E. eximia* Schauer, *E. exserta* F. v. M., *E. grandis* (antiga *kirtoniana)* F. v. M., *E. gummifera* (Gaertn.) Hockr., *E. gummifera* (antiga *corymbosa* Sm.), *E. gunnii* Hook, *E. haemastoma* Sm., *E. longifolia* Link et Otto, *E. maculata* Hook, *E. maideni* F. v. M., *E. microcarpa* Hook, *E. microcorys* F. v. M.,

E. microtheca F. m. M., *E. oranensis* (possìvelmente *robusta* Sm.), *E. pauciflora* Sieb. (antiga *coriacea* A. Cunn.), *E. propinqua* Deane et Maiden, *E. punctata* D.C., *E. resinifera* Sm., *E. saligna* Sm., *E. smithii* R.T. Baker, *E. staigeriana* F. v. M., *E. stuartiana* F. v. M., *E. trabuti* Vilmorin, *E. trachyphloia* F. v. M.

DISCUSSÃO

Quanto às informações bibliográficas esperava-se um teor relativamente elevado em rutina nas inflorescências de *Eschscholtzia californica,* o que realmente foi confirmado. Também as fôlhas apresentavam um valor apreciável.

Como para *Fagopyrum* existem as informações mais variadas, o valor encontrado é muito bem cabível.

Maclura affinis contem, possìvelmente, um flavonóide semelhante, morina. Baseado neste fato, não se pode afirmar, *a priori,* se o valor encontrado realmente reflete o teor em rutina, ou talvez em morina. Para êste fim foi desenvolvido um cromatograma de partição (em papel Whatman N.º 1; dissolvente butanol/ácido acético/água (4+1+5); revelação com base alcalina), que apresentou, em comparação com rutina pura, o mesmo valor Rf, pelo qual se conclui, que se trata efetivamente de rutina.

Das espécies analisadas de *Eucalyptus* só sete continham, conforme o resultado supra, rutina, se bem que em teor baixo (menos que 0,5%). Esperava-se, de acôrdo com as informações bibliográficas, teores elevados de rutina na espécie *E. macrorrhyncha.* No entanto, o material analisado, desta espécie, apesar de três repetições, não apresentou nem siquer traços de rutina. Para demais confirmação foi revelado um cromatograma, e ainda feita uma análise por extração (13). Ambos os resultados eram igualmente negativos. Conclui-se, então, que a linhagem analisada é isenta dêste flavonóide.

RESUMO

A análise rápida, de acôrdo com um método próprio, confirmou a presença de rutina em *Eschscholtzia californica* e *Fagopyrum esculentum.*

A fim de verificar, se a reação positiva de extrato do lenho de *Maclura affinis* foi causada por rutina, foi desenvolvido, com resultado positivo, um cromatograma.

De 40 espécies de *Eucalyptus* sete apresentaram teores baixos (menos que 0,5%) de rutina, enquanto que as restantes não provaram conter êste flavonóide.

Agradeço ao Prof. Dr. H. Tastaldi por valiosas sugestões e facilidades materiais.

A Universidade de São Paulo possibilitou êste trabalho pela doação de uma bolsa de estudos, a qual venho agradecer também.

BIBLIOGRAFIA

1. BLAKELY, W.F., 1934, *A Key to the Eucalypts*, The Worker Trustees ed., Sydney, Austrália.
2. BRUNE, W., Eine Schnellmethode zur Bestimmung des Rutingehaltes. *Arch. Pharmaz. Ber. dtsch. pharmaz. Ges.* (no prelo).
3. COUCH, J.F., NAGHSKI, J. & KREWSON, C.F., 1946, Buckwheat as a Source of Rutin. *Science,* New York, 103 (2668) : 197-198.
4. COUCH, J.F., KREWSON, C.F. & NAGHSKI, J., 1947, *Extraction and Refining of Rutin from green Buckwheat.* U. S. Dept. Agr., Bur. Agr. Ind. Chem. AIC-160, 5 pp.
5. COUCH, J.F., KREWSON, C.F. & NAGHSKI, J., 1948, *Preparation of Rutin from Buckwheat Leaf Meal and green Buckwheat with hot Solvents.* U. S. Dept. Agr., Bur. Agr. Ind. Chem. AIC-202, 7 pp.
6. COUCH, J.F., NAGHSKI, J. & KREWSON, C.F., 1952. Rutin-content of Sophora japonica L. *J. Amer. Chem. Soc.,* 74 (2) : 424-425.
7. ESKEW, R.K., MACPHERSON PHILLIPS, G.W., GRIFFIN JR., E.L., SHAINES, A. & ACETO, N.C., 1946, *Production of Rutin from Buckwheat Leaf Meal.* U. S. Dept. Agr., Bur. Agr. Ind. Chem. AIC-114, 21 pp., 2 figs., 3 pls.
8. IMAI, S. & FURUMIYA, K., 1952, Rutin from *Fagopyrum tartaricum* Gaertn. Japan Patent 2143 ('52) jun 10. (Resumo em *Chem. Abstr.,* 47 : 6613 (1953)).
9. KREWSON, C.F. & COUCH, J.F., 1950. Production of Rutin from Buckwheat. *J. Amer. Pharm. Ass., Sci. Ed.,* 39 (3) : 163-169.
10. KREWSON, C.F., FENSKE JR., C.S., COUCH, J.F. & NAGHSKI, J., 1953, Rutin in Eucalyptus Species. *Amer. J. Pharm.,* 125 (4) : 117-121.
11. KREWSON, C.F. & NAGHSKI, J., 1953, Occurrence of Rutin in Plants. *Amer. J. Pharm.,* 125 (6) : 190-200.
12. MAYER, F., 1935, *Chemie der organischen Farbstoffe.* 3.ª ed. Tradução espanhola por Muñoz, M.S. com o título: *La Quimica de las Materias colorantes naturales,* 400 pp., Aguilar S.A. de Ediciones. Madrid.
13. NAGHSKI, J., FENSKE JR., C.S., KREWSON, C.F. & COUCH, J.F., 1949, *Determination of Rutin in Plant Materials.* U. S. Dept. Agr., Bur. Agr. Ind. Chem. AIC-236, 5 pp.
14. PARIS, R., 1949, Le rutoside (rutine), sa préparation à partir de diverses espèces et varietés de Sarrasin cultivées en France. *Ann. pharm. franç.,* 7 (1) : 21-26.
15. RABATÉ, J. & DUSSY, J., 1938, Etude biochimique des fruits de Sophora japonica L. II. Sur la présence de rutoside et de sophoraflavoloside dans les fruits verts de Sophora japonica. *Bull. Soc. Chim. Biol.,* 20 (4) : 459-466.
16. RODWELL, C.N., 1950, Rutin in two Eucalypts. *Nature,* London, 165 (4202) : 773.
17. SANDÓ, C.E. & BARTLETT, H.H., 1920, Rutin, the Flavone Pigment of Eschscholtzia californica Cham. *J. Biol. Chem.,* 41 : 495-501.
18. SCARBOROUGH, H. & BACHARACH, A.L., 1949, *Vitamin P.* Capítulo do livro *Vitamins and Hormones.* Academic Press Inc. Publishers. New York. (vol. 7, pp. 1-55).
19. SCHUNCK, E., 1859, *Chem. Gaz.* 17 : 201 (Citado em 11).
20. SHIMIZU, M. & OHTA, G., 1951, Solubilization of Flavonoids. IV. Extraction of Rutin from Flos sophorae japonicae. *J. Pharm. Soc. Japan,* 71 : 885-888. (Resumo em *Chem. Abstr.* 46 : 4004 (1952)).
21. SMITH, H.G., 1898, On Myrticolorin. the yellow Dye Material of Eucalyptus Leaves. *J. Chem. Soc.,* 73 (2) : 697-701.

22. TANAKA, Y. & KONDÔ, M., 1950-1951, Rutin from Blossoms of Sophora japonica. *J. Agr. Chem. Soc. Japan,* 24 : 25. (Resumo em *Chem. Abstr.* 46 : 10547 (1952)).

23. TURNER JR., A. 1952, Determination of Rutin in Buckwheat Leaf Meal and other Plant Materials. Absorptiometric Method. *Anal. Chem.,* 24 : 1444-1445.

24. WEATHERBY, L.S. & CHENG, A.L.S., 1943, The Determination of Flavones of Quercetin--like Substances in certain naturally occurring Products. *J. Biol. Chem.,* 148:707-709.

Rev. Brasil. Biol., 15 (1) : 63-68
Abril, 1955 — Rio de Janeiro, D. F.

NOTAS SOBRE "TINGIDAE" NEOTROPICALES (Hemiptera)[1]

NICOLÁS A. KORMILEV
Buenos Aires, Argentina

(Con una figura en el texto)

El autor ha tenido una oportunidad de examinar una cierta cantidad de *Tingidae* neotropicales, en su mayoria de la Argentina y los paises limítrofes, entre ellos una especie nueva para la ciencia.

Agradezco a los señores JUAN M. BOSQ, ANTONIO MARTINEZ, ALBERTO F. PROSEN y MANUEL J. VIANA, todos entomólogos de Buenos Aires, por el material coleccionado por ellos y puesto a mi disposición.

CANTACADERINAE

Phatnoma Fieber, 1844

Phatnoma maculata Monte, 1946

1 ♀, Argentina, Misiones, Dr. Kunz leg. III-951.

Distribución: Brasil (São Paulo).

Esto es el primer encuentro de esta rara subfamilia en la República Argentina.

TINGINAE

Tigava Stal, 1860

Tigava bombacis Drake & Poor, 1938

Tigava convexicollis Drake & Hambleton 1935, (*nec* Champion).
Tigava bombacis Drake & Poor, 1938.

1 ♀, Argentina, Salta, Tartagal, Dr. Lucero leg. III-950.

Distribución: Brasil (Minas Gerais, São Paulo).

[1] Recibido para su publicación el 6 de octubre de 1954.

Birabena Drake & Hurd, 1945

Birabena birabeni Drake & Hurd, 1945

Fué conocida solamente la hembra, ahora doy lo descripción del macho y lo hago el alotipo.

♂, Parecido a la hembra pero un poco más pequeño, las antenas relativamente más largas, los hemiélitros también; la coloración más clara, amarillo de paja y testácea, el último antenito apicalmente píceo (el holotipo, ♀, es testácea y pardo oscura, el último antenito apicalmente negruzco). Las dos espinas anteriores de la cabeza se cruzan en sus ápices. La proporción de los antenitos (1-4) es: 1 : 0,8 : 4 : 1,3 (♀ — 1 : 0,67 : 3,34 : 1,1). Hemiélitros pasan más el ápice del abdomen, el area discal es relativamente más corta, alcanzando hasta 1/2 del largo del hemiélitro (hasta 2/3 en la hembra).

En los otros carácteres es igual a la hembra (el holotipo).

♂, Largo total (con los hemiélitros) 3,1 mm.; ancho humeral 0,6 mm.; ancho máximo (a traves de los hemiélitros) 0,8 mm.

Alotipo: ♂, Argentina, Formosa, Gran Guardia, J. Foerster leg. X-952; en la colección particular del autor.

Distribución: Argentina (Santiago del Estero).

Tingis Fabricius, 1803

Tingis americana Drake, 1922

4 ♂ y 3 ♀, Argentina, Misiones, L. N. Alem. P. T. Gaytopulo leg. XI-950.
Distribución: Brasil (Mato-Grosso, Minas Gerais); Paraguay (S. Bernardino).

Tingis beieri Drake, 1935

1 ♀, Argentina, Misiones, L. N. Alem-P. T. Gaytopulo leg. XII-950; 1 ♂, Bolivia, Santa Cruz, Buena Vista — A.F. Prosen leg. X-949; 1 ♂ y 2 ♀, Paraguay, Caaguazú — J. Foerster leg. 11-IX-951.

Distribución: Brasil (Minas Gerais, São Paulo, R. Grande do Sul); Paraguay (S. Bernardino).

Baeotingis Drake & Poor, 1939

Baeotingis ogloblini Drake & Poor, 1939

1 ♀, Argentina, Formosa, Gran Guardia — J. Foerster leg. X-952.
Distribución: Argentina (Misiones).

Baeotingis vianai sp.n.

♀, Pequeña, ovalada, los hemiélitros posteriormente producidos em agudas puntas, un poco divergentes (fig. 1).

Cabeza convexa, transversal, mucho más ancha que larga (11 : 4 contando desde el ápice de la cabeza hasta el ápice de la vesicula), lisa, anteriormente testácea, posteriormente pardo-ocrácea; con 5 espinas: las dos posteriores largas, acostadas, palidas, alcanzan la base de las antenas; la mediana algo inclinada



Fig. 1 — *Baeotingis vianai* sp.n.

hacia adelante, parda oscura, alcanzando hasta 2/3 del primer antenito; las dos posteriores pequeñas, convergentes, acostadas sobre los primeros antenitos. Antenas graciles; el 1.º antenito robusto cilíndrico, un poco curvado, de color castaño; el 2.º corto, basalmente angosto y ensanchado hacia el ápice, donde es un poco más delgado que el primero, castaño también; el 3.º el más delgado, muy largo, cilíndrico, amarillo; el 4.º fusiforme, píceo. cubierto con largos pelos; la proporción de los antenitos (1-4) es: 1 : 0,4 : 3,9 : 1,25. Rostro alcanza hasta medio del mesosterno y está encajado en una profunda canaleta rostral, anteriormente alta y cerrada (buculas), biseriada, ocrácea, posteriormente más baja (pro- y mesosterno), uniseriada, ocrácea también; lámina metasternal poco profunda, subquadrangular, con los bordes uniseriados, ocráceos, con los ángulos redondeados y los bordes anterior y posterior profundamente sinuados. Esternon, pleuras y el vientre pardo-ocráceos, lateralmente píceos.

Pronoto subpentagonal, más largo que ancho (32 : 24); el disco transversalmente convexo, píceo, con profunda y tupida punctuación; el triangulo posterior más claro, testáceo, el ápice mismo ocráceo; vesicula más larga que ancha, anteriormente un poco saliente en forma de un ángulo obtuso, posteriormente alcanza hasta 1/4 del largo del pronoto (9 : 32), triseriada; tres carenas del disco ocráceas, uniseriadas; la mediana baja regularmente desde la vesicula hacia el ápice del triangulo posterior del pronoto; las laterales mucho más cortas, un poco convexas hacia afuera y un poco convergentes posteriormente; paranotas ocráceas, biseriadas, anteriormente uniseriadas, con los bordes elevados, redondeados y lisos.

Hemiélitros mucho más anchos y largos que el abdomen, una vez y media más largos que el pronoto (48 : 32), lateralmente redondeados, posteriormente prolongados en agudas puntas, algo divergentes; ocráceos, el ápice del area discal y la mitad externa de las puntas posteriores son pardos. Area costal uniseriada, con celulas rectangulares, más largas que anchas, particularmente las posteriores; borde lateral liso. Area subcostal tri-, anteriormente biseriada, con celulas de contornos irregulares. Area discal anterior y posteriormente aguzada, en el medio tri-, anterior y posteriormente bi- y unoseriada. Area costal inclinada hacia adentro, area subcostal inclinada hacia afuera, area discal un poco convexa longitudinalmente. Venas bastante gruesas. Vesicula, carenas del pronoto y las venas de las areas subcostal y discal cubiertas con pelos finos, largos erectos, apicalmente inclinados hacia atrás.

Patas delgadas y largas; fémures un poco angostados hacia el ápice, basalmente ocráceas después pardos; tibias amarillas; tarsos basalmente ocráceos, el último tarsito castaño.

♀, Largo total (con hemiélitros) 2,39 mm.; ancho maximal del pronoto 0,86 mm.; ancho maximal (a traves de los hemiélitros) 1,17 mm.

Holotipo: ♀, Argentina, Córdoba, La Falda — M.J. Viana leg. III-951; en la colección particular del autor.

La especie nueva es aliada a *Baeotingis silvestri* Drake, 1948, pero se distingue de la misma por el area costal uniseriada, area subcostal en su mayor parte triseriada, por los hemiélitros terminados en puntas agudas, etc.

Tengo el placer de dedicar la especie nueva a mi amigo Don M. J. VIANA.

Planibyrsa Drake & Poor, 1937

Planibyrsa elegantula (Drake, 1922)

Leptobyrsa elegantula Drake, 1922.
Planibyrsa elegantula Drake & Poor, 1937.

1 ♀, Argentina, Misiones, Loreto — J. M. Bosq leg., 28-I-935; 1 ♂, Bolivia, S. Cruz, A. F. Prosen leg. V-949.

Distribución: Brasil (Mato-Grosso, Minas Gerais, R. Grande do Sul, Rio de Janeiro); Peru (El Campamiento).

Sphaerocysta Stal, 1873
Sphaerocysta inflata (Stal, 1860)

Tingis (?) inflata Stal, 1860.
Sphaerocysta inflata Stal, 1873.

1 ♂, Argentina, Salta, Urundel — Dr. Lucero leg. I-950; 1 ♀, Argentina, Salta, Pocitos — A. Martinez leg. XI-951; 1 ♂, Bolivia, S. Cruz, B. Vista — A. Martinez leg. X-949.

Distribución: Brasil (Rio de Janeiro, Mato-Grosso, R. Grande do Sul, Minas Gerais, S. Catarina); Paraguay (Chaco y Rio Negro); Argentina (Misiones, Chaco).

O. Monte en Catalogo dos Tingitideos do Brasil indica para la distribución de esta especie "Bolivia" Puerto Tirol e Chaco, que es un error, porque Puerto Tirol se encuentra en la República Argentina, Provincia Presidente Peron (ex-Chaco).

Dicysta Champion, 1897
Dicysta vitrea Champion, 1897

1 ♀, Paraguay, Villarrica-Schade leg. 26-VIII-951.

Distribución: Panama (Vulcan Chiriquí); Brasil (Mato-Grosso, Bahia, Minas Gerais, São Paulo); Paraguay (S. Luis y S. Bernardino).

Corytucha Stal, 1873
Corytucha fusco-maculata (Stal, 1860)

Tingis fusco-maculata Stal, 1860.
Corytucha fusco-maculata Stal, 1873.

1 ♂, Argentina, Jujuy, Ciudad — A. F. Prosen leg. III-949; 1 ♂ y 2 ♀, Bolivia, Yungas, Chaparé (400 m.) — A. Martinez leg. III-953; 1 ♂ y 1 ♀, Paraguay, Villa Elisa — G. Mello leg. 28-IX-943; 1 ♀, Paraguay, Independencia — Schade leg. XII-950; 8 ♂ y 2 ♀, Paraguay, Villarrica — J. Foerster leg. 15-II-950.

Los ejemplares de Bolivia son perceptiblemente más grandes que de Argentina y Paraguay.

Distribución: Brasil (Rio de Janeiro, Minas Gerais, São Paulo, Bahia); Mexico; Peru; Colombia y Argentina.

SUMMARY

The author gives new localities for a few species of neotropical *Tingidae*, particularly those new for the argentine fauna. He describes the male of *Bira-*

bena hirabeni Drake & Hurd, 1945, and a third species of the genus *Baeotingis* Drake & Poor, 1939, from Córdoba, Argentina, *Baeotingis vianai* sp.n. The new species is allied to *Baeotingis silvestri* Drake, 1948, but differs from it in the uniseriate costal area, the subcostal mostly triseriated, the hemelytra posteriorly produced in an acute, triangular, process, slightly divaricating, etc.

BIBLIOGRAFIA

CHAMPION, G.C., 1897-1901, *Tingitidae* en Biologia Centrali Americana, Rhynchota. 2 : 1-48, tab. 1-3.

DRAKE, C.J., 1922, Neotropical Tingitidae. *Mem. Car. Mus.*, 9 (2) : 351-377, t. 39, fig. 11.

DRAKE, C.J., 1935, American Tingitoidea (Hem.) in the Nat. Hist. Mus. of Vienna. *Konowia*, 14 (1) : 9-20.

DRAKE, C.J. & HAMBLETON, E.J., 1935, New Brazilian Tingitidae. 2: *Arq. Inst. Biol., S. Paulo*, 6 : 141-154.

DRAKE, C.J. & POOR, M.E., 1937, Concerning Genus *Leptobyrsa* Stal (Hem.) *Proc. Biol. Soc. Wash.*, 50 : 163-166.

DRAKE, C.J. & POOR, M.E., 1938, Nine new American Tingitidae. *Bull. Brookl. Ent. Soc.*, 33 : 28-34.

DRAKE, C.J. & POOR, M.E., 1939, Some Tingitidae from Republica Argentina. *Physis*, 17 : 96-97.

FABRICIUS, J.C., 1803, *Systema Rhyngotorum* (*cf* p. 124).

MONTE, O., 1946, Sôbre o gênero *Phatnoma*. *Rev. Brasil. Biol.*, 6 (2) : 247-254.

STAL, C., 1860, Bidr. t. Rio Jan. trak. Hemip. fauna; *Sv. Vet. Ak. Handl.*, 2 (7) : 1-84.

STAL, C., 1873, Enum. Tingit. extraeurop.; *Enum. Hem.*; III : 115-134.

Rev. Brasil. Biol., 15 (1) : 69-78
Abril, 1955 — Rio de Janeiro, D. F.

SÔBRE "SCARTICHTHYS (CYNOSCARTES) ATLANTICUS" (CUV. & VAL., 1836) NORMAN, 1943 (Actinopterygii, Perciformes, Blenniidae) [1]

SÉRGIO YPIRANGA PINTO
Museu Nacional, Rio de Janeiro, D.F.

(Com 10 figuras no texto)

Prosseguindo o estudo das espécies da família *Blenniidae* ocorrentes nas costas do Brasil, o qual foi iniciado com um trabalho sôbre *Blennius cristatus* L., apresento, agora, outra contribuição versando sôbre *Scartichthys (Cynoscartes) atlanticus* (Cuv. & Val., 1836) Norman, 1943, espécie esta compreendida na subfamília *Salariinae*.

Seguindo, ainda, os moldes daquele, confeccionei êste trabalho visando preencher algumas das lacunas existentes nas descrições anteriores, acreditando, dêste modo, contribuir para a supressão de identificações errôneas posteriores, bem como para melhor conhecimento de algumas partes do esqueleto.

Reitero, aqui, os meus agradecimentos ao Museu Nacional, onde realizei o meu estudo, tendo oportunidade de consultar suas coleções ictiológicas e a bibliografia. Mais uma vez agradeço ao Prof. HAROLDO TRAVASSOS, o estímulo e a orientação que me fôram dispensados.

Scartichthys (Cynoscartes) atlanticus (Cuv. & Val., 1836) Norman, 1943

Punarú Marcgrave, 1648 : 165
Salarias atlanticus Cuv. & Val., 1836, 11 : 238.
Salarias (Erpicthys) atlanticus Swainson, 1839, 2 : 275 desc.
Salarias atlanticus Lowe, 1841, 2 : 185 cit.
Salarias atlanticus Jenyns, 1842, 4 : 86 cit.
Salarias atlanticus Lowe, 1849, 3 : 9 cit.
Salarias atlanticus Gunther, 1861, 3 : 242 desc. sin.
Rupiscartes atlanticus Jordan, 1888, 11 : 333 desc.
Rupiscartes atlanticus Jordan & Evermann, 1898 (47) (3) : 2396 desc. sin.
Alticus atlanticus Ribeiro, 1915, 17 : 809 desc.
Scartichthys (Cynoscartes) atlanticus, Norman, 1943 (11) 72 : 809-810 ch. sin.

A presente espécie foi descrita por CUVIER & VALENCIENNE, em 1836 com a denominação de *Salarias atlanticus*, em cuja descrição os autores assinalam sua

[1] Recebido para publicação a 18 de outubro de 1954.

identidade com o *Punarú* de MARCGRAVE. Mais tarde, SWAINSON (1839), incluiu a espécie de CUVIER & VALENCIENNE em um subgênero novo ao qual chamou de *Erpichthys*, passando então a *Salarias (Erpicthys) atlanticus*. LOWE, em 1841, apresentou uma sinópse dos peixes da Madeira, suplementada por uma nova lista em 1849, nas quais êle, apenas, acusa a presença desta espécie com o nome de *Salarias atlanticus*. Em 1842, JENYNS cita *Salarias atlanticus*. GUNTHER (1861) redescreve *Salarias atlanticus*, citando as referências acima.

Em 1888, JORDAN redescreve a espécie incluindo-a no gênero *Rupiscartes* Swainson. JORDAN & EVERMANN (1898), em seu trabalho "The fishes of North and Middle America", descrevem novamente *Rupiscartes atlanticus*. A seguir, em 1915, MIRANDA RIBEIRO, em sua "Fauna Brasiliense", inclui a espécie no gênero *Alticus* Commerson.[2]

Finalmente, NORMAN (1943), achando que a espécie *atlanticus* encerrava caracteres de valor genérico criou um subgênero, ao qual denominou de *Cynoscartes*, dentro do gênero *Scartichthys*.

Localidade tipo: Ilha da Madeira[3].

Tipo em: não indicado.

Distribuição geográfica: Costa oriental da América do Sul, Ilha da Madeira e Antilhas.

Material estudado — M.N.I. 1903 — Ilha da Trindade, Pedro Pinto Peixoto Velho col. 1916, Prof. Alípio Miranda Ribeiro det.; M.N.I. 8586 a 8588 — Ilha da Trindade, Pedro Pinto Peixoto Velho col. 1916, Prof. Alípio Miranda Ribeiro det.; M.N.I. 1728 — Ilha da Trindade, Prof. Bruno Lobo col. 1916, Prof. Alípio Miranda Ribeiro det.; M.N.I. 8589 e 8590 — Ilha de Fernando Noronha, Sérgio Ypiranga Pinto det. 1953; M.N.I. 2260 — Procedência ignorada, Sérgio Ypiranga Pinto det. 1953.

Após examinar as diagnoses genéricas, aceitamos o ponto de vista de NORMAN, discordando dos autores que incluem esta espécie nos gêneros *Salarias, Rupiscartes*, bem como de MIRANDA RIBEIRO que a colocou em *Alticus*.

Aspecto geral — Corpo oblongo, totalmente desprovido de escamas, aspecto frágil, a parte frontal forma um ângulo de, aproximadamente, 90° com o perfil dorsal. Boca e olhos bem anteriores; a membrana branquiostegal é livre; apresenta um único tentáculo simples na parte superior das órbitas e um pequeno tufo de cirros em cada narina do 1.° par.

O perfil ventral é, pràticamente, reto; apresentando-se um tanto pregueado nos indivíduos em álcool. A linha lateral apresenta grande número de poros, interrompendo-se à altura do meio do corpo.

Coloração — Apresenta como côr fundamental o amarelo, encontrando-se dispersa uma pigmentação escura, dando a impressão do indivíduo possuir uma coloração castanha.

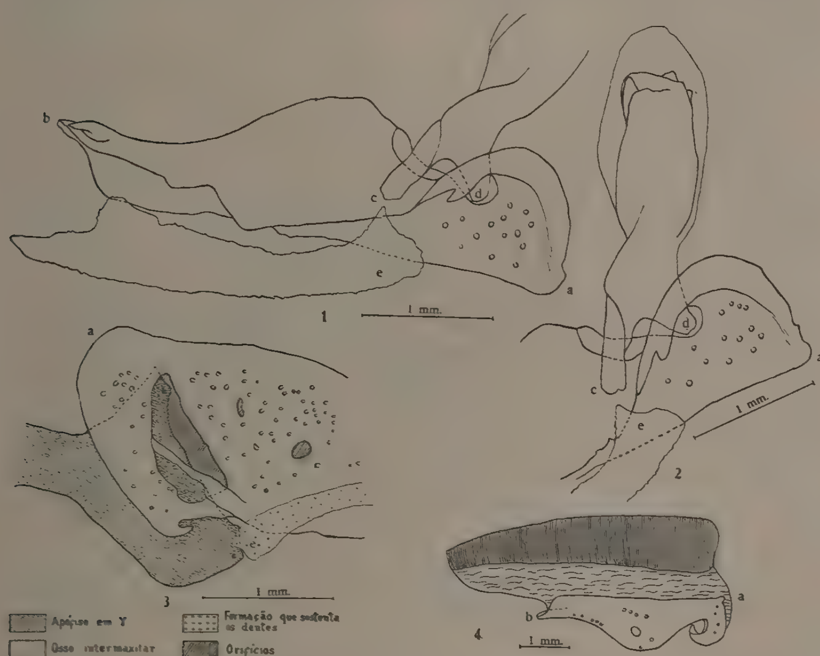
---

[2] A invalidade do trabalho de COMMERSON foi dada na Opinião 89. No presente trabalho não há necessidade de se discutir a situação do nome *Alticus*.

[3] Restringimos a localidade tipo, para Ilha da Madeira, em virtude de CUVIER & VALENCIENNE citarem na sua descrição Ilha da Madeira e Antilhas.

As nadadeiras apresentam a mesma côr fundamental, porém de tonalidade mais clara; a pigmentação torna-se um pouco mais densa em alguns raios das nadadeiras.

Não se nota a presença de barras ou máculas (Coloração em alcool).



Scartichthys (Cynoscartes) atlanticus (Cuv. & Val., 1836) Norman, 1943. M.N.I. 1903, osso intermaxilar esquerdo — Fig. 1: Vista lateral interna, mostrando a formação (e) que sustanta os dentes; fig. 2: porção proximal, mostrando a apófise em forma de Y em tôda a sua extensão; fig. 3: esquema da porção proximal, vista ventral, notando-se o grande orifício em cujos bordos fixa-se a apófise em Y; fig. 4: vista lateral externa, observando-se a série dentária e o seu respectivo embasamento no tecido de natureza conjuntiva que preenche a parte côncava do osso.

Cabeça — Totalmente revestida por tegumento, forma um ângulo acentuadamente abrupto em relação ao perfil dorsal. Apresenta numerosos poros que se dispõem em tôrno dos olhos e do opérculo, passando pelo espaço interocular indo até a parte superior da boca.

Notamos ainda a presença de um aglomerado de pequenos poros, localizado junto à nuca e chegando a atingir o início da linha lateral.

Os olhos, um tanto grandes, apresentam na parte superior das órbitas um único tentáculo simples, que tem comprimento quase igual ao raio ocular.

As narinas duplas, localizadas na linha dorso-lateral, apresentando o 1.º par, relativametne pequeno, um tufo de, aproximadamente, 6 cirros. O 2.º par, simples, de tamanho e afastamento entre si maior que o 1.º, encontra-se localizado mais próximo das órbitas que aquêle.

A boca situada em posição bem anterior, é portadora de uma prega dérmica, mais ou menos espêssa, assemelhando-se a dos indivíduos possuidores de boca protráctil; formando um sulco que se interrompe à altura do ponto de junção dos maxilares, dando a impressão de separação do resto do crânio.

Os ossos da face são muito salientes, verificando-se aí o ponto de largura máxima do indivíduo.

Observamos, ainda, situados na parte posterior do crânio, região occipital, 2 pares de pequenos tentáculos, um de cada lado da linha dorsal.

O espaço interocular apresenta-se, relativamente, estreito.

Maxila superior — Osso intermaxilar: De constituição frágil, com muitas perfurações pequeninas, dobra-se sôbre si mesmo de maneira a tomar a conformação de uma calha; possui uma parte principal, ou seja o 1/3 mediano, mais espêsso, de forma retangular e orientado no sentido latero-lateral. A sua porção distal é mais estreita e de forma menos acentuada, ao contrário da proximal onde o espessamento é maior e a conformação mais nítida (fig. 1). Na parte distal acusamos a presença de uma saliência de forma cônica (fig. 1-b).

A parte proximal, de espessamento maior em um dos bordos, possui uma reintrância (fig. 1-a). Acusamos, ainda nesta porção, a presença de um orifício, relativamente grande, que ocupa quase 1/4 do osso, e por sôbre o qual acha-se localizada uma grande apófise em forma de Y orientada no sentido dorso-ventral, fixa, apenas, pelas extremidades de seus ramos menores, nos bordos dêsse orifício. O ramo maior é de aspecto laminar (figs. 1, 2, 3-c, d).

A parte interna da calha, resultante da conformação do osso, é preenchida por uma massa de tecido conjuntivo, no qual acham-se implantados os dentes (fig. 4).

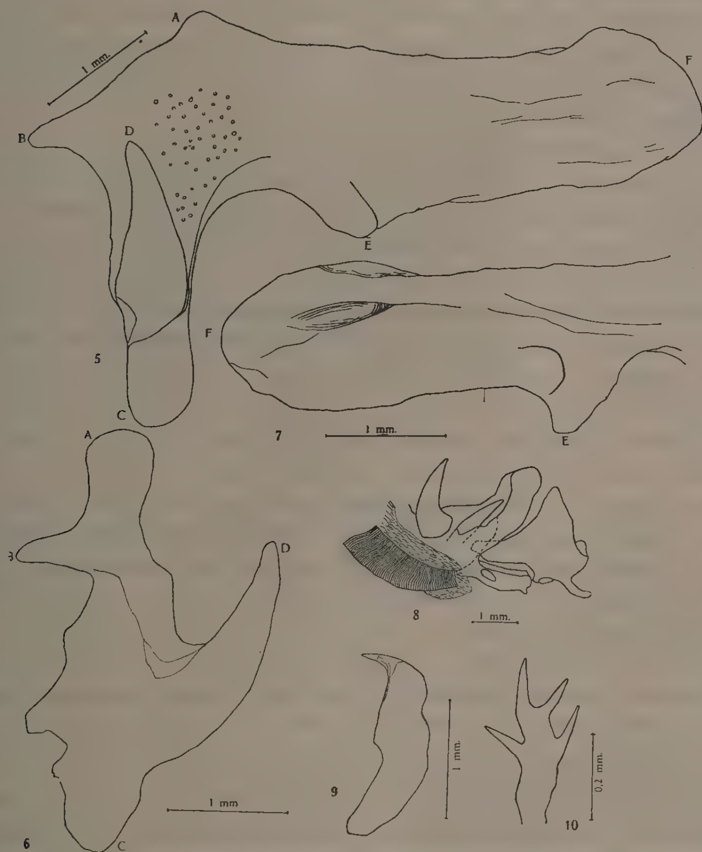
Notamos, ainda, uma formação, provàvelmente constituida por impregnação de sais de calcio, paralela à um dos bordos do intermaxilar, cuja função acreditamos ser a de sustentação do tecido em que estão insertos os dentes (figs. 1, 2, 3-e).

Osso maxilar: Também de constituição frágil, possui conformação irregular e apresenta-se, na sua porção distal, sob a forma de calha, porém muito pouco acentuada (figs. 5 e 7-F). Possui um total de 3 apófises, localizadas na parte proximal. A primeira delas, de tamanho intermediário, é orientada no sentido ântero-posterior: a segunda, que é a maior, segue a orientação dorso-ventral. Finalmente, observando-se a face interna do osso localiza-se a terceira apófise, que se apresenta em forma de garra, originando-se em um espessamento ósseo ligado à segunda e é orientada segundo a linha dorso-ventral (figs. 5 e 6-B, C, D).

O maxilar em sua porção mediana possui ainda uma pequena saliência óssea, que chega a tomar as características de minúscula apófise orientada dorso-ventralmente (figs. 5 e 7-E).

Ainda em referência à face externa acusamos a presença, na porção distal, de um grande orifício, que é provàvelmente, a abertura de um canal sensorial (fig. 7-F).

Maxila inferior — De pequeno porte, porém de constituição mais robusta que a superior. Apresenta o osso dentário, de aspecto retangular, orientado no sentido latero-lateral, provido de dentes caniniformes, em número de dois, sendo um funcional e outro de substituição. É portadora em sua porção distal de duas grandes apófises divergentes, em cujo ângulo insinua-se o osso articular (fig. 8).



Scartichthys (Cynoscartes) atlanticus (Cuv. & Val., 1836) Norman, 1943, M.N.I. 1903 — Fig. 5: Osso maxilar direito, vista lateral interna; fig. 6: osso maxilar direito, porção proximal, vista de frente, notando-se a grande apófise em forma de garra (D); fig. 7: osso maxilar direito, porção distal e mediana, vista lateral externa, mostrando a abertura do canal sensorial e uma pequena saliência óssea (E); fig. 8: mandíbula, vista lateral externa, mostrando o canino muito desenvolvido; fig. 9: vista lateral de um dos dentes que compõem as séries dentárias superior e inferior; fig. 10: desenho esquemático de um rastro branquial, mostrando as suas ramificações.

Em uma das apófises, a menor, que é orientada antero-posteriormente, encontramos localizada na face externa a abertura do canal sensorial.

A porção proximal apresenta-se de maneira simples justapondo-se com sua homóloga.

O osso articular, pouco menor que o dentário e de conformação, aproximadamente, trapezóide apresenta a porção anterior laminar onde há uma parte mais estreita que se relaciona com o dentário. Na porção distal, que é mais espêssa, apresentam-se uma apófise pequena orientada no sentido ântero-posterior e uma saliência óssea formando-se aí a articulação com o quadrado.

Inferiormente encontramos outra pequenina saliência óssea, próxima à menor apófise do dentário, correlacionando-se com o angular, que é diminuto.

Dentes — Muito frágeis, possuem o embasamento em uma massa carnosa labial. Acham-se dispostos em uma única série, porém localizados em ambas as maxilas (figs. 4 e 8).

Na série superior notamos a presença de cêrca de 93 dentes e na inferior cêrca de 95. Sòmente a maxila inferior é provida de caninos, localizados posteriormente, em número de 2, excessivamente grandes e de compleição robusta, firmemente implantados no osso dentário.

Na parte externa de ambas as séries dentárias notamos a presença de numerosos dentes que não se distribuem uniformemente, porém de forma semelhante à daqueles. Os dentes, que são em forma de garra, possuem base larga e goteira mediana. São hialinos, apenas possuindo a porção distal amarelada (fig. 9).

A curvatura dos dentes torna-se menos acentuada a partir da sínfise para os lados.

Assinalamos, ainda, a presença de pequeninas placas de dentes faringeanos.

Com relação aos ossos formadores da série circum-orbital notamos que são pouco desenvolvidos, com exceção do osso lacrimal, que apresenta uma expansão no sentido da maxila superior. Acusamos, ainda, a presença de inúmeras perfurações nesses ossos.

Quanto à série opercular, é pouco desenvolvida, sendo o íntero-opercular muito delgado. Os ossos opercular, préopercular e subopercular possuem uma orientação muito oblíqua; sendo que o sub-opercular acha-se imbricado no ângulo ântero-inferior.

Raios branquiostegais nítidos e em número de seis.

Brânquias — Arcos branquiais não muito desenvolvidos. O arco branquial é em forma de semicírculo e apresenta 21 rastros de cada lado. O número de *lamellae* atinge a 36.

Da porção mediana do arco branquial para cima os rastros apresentam ramificações (fig. 10), ao passo que para baixo êles são simples.

Nota-se ainda a presença de uma pequena brânquia acessória.

Nadadeiras — De constituição frágil, apresentam apenas raios simples, com exceção da caudal que possui raios bifurcados.

As nadadeiras pares localizam-se anteriormente; precedendo as peitorais, encontram-se as ventrais. A coloração apresenta-se levemente maculada em alguns pontos devido à concentração do pigmento escuro.

Nadadeira dorsal — É uma nadadeira simples, que sofre uma depressão à altura do 12.º ou do 13.º raio, que se iguala, aproximadamente, à metade dos demais. Os raios possuem comprimento mais ou menos uniforme até atingirem o referido fendilhamento, logo em seguida aumentam de tamanho diminuindo à proporção que se aproximam da caudal. Esta nadadeira possui o seu início logo após o término do processo occipital e a sua parte terminal liga-se ao pedúnculo pela membrana.

Nadadeira peitoral — De aspecto alongado, possui o seu embasamento na linha vertical baixada do 2.º ou do 3.º raio da nadadeira dorsal.

Nadadeira ventral — Apresenta, apenas, 3 raios todos muito unidos, sendo o maior deles o do meio, esta nadadeira tem a sua base na linha transversal que parte do início da dorsal.

Nadadeira anal — Os dois primeiros raios acham-se individualizados, porém recobertos por uma densa camada cutânea; os demais são simples. Não se une ao pedúnculo.

Nadadeira caudal — Possui os raios externos simples e maiores que os demais, que se apresentam bifurcados.

Trato gastro-intestinal — O estômago apresenta um aspecto piriforme, possuindo o ápice voltado para trás, onde inicia o intestino, que possui um comprimento bem maior que o comprimento total do peixe. O intestino apresenta-se como um tubo simples, delgado, formando 8 alças sôbre a massa estomacal, à esquerda e direita, envolvendo-o totalmente.

O fígado é portador de uma forma bastante complexa, tendo uma massa anterior ao estômago, outra dorsal e dois lóbulos, sendo um muito delgado e mediano e outro lateral.

O mau estado de fixação dos exemplares não nos permitiu um exame mais detalhado.

VARIAÇÃO

Antes de entrarmos no estudo da variação convem notificar que o mesmo foi baseado em material proveniente de duas localidades, Ilha de Fernando de Noronha e Ilha da Trindade, num total de sete exemplares, aos quais acrescentamos um exemplar de procedência ignorada, perfazendo assim 8 exemplares.

Comprimento total — O espécime que possui maior porte, tem um comprimento total igual a 95 mm e o de menor iguala-se a 62 mm; por conseguinte, aproximadamente, 2/3 do maior. Para valor médio temos 76,3 mm.

Comprimento standard — O valor máximo encontrado para esta medida iguala-se a 80 mm, que corresponde ao exemplar de maior comprimento total e como menor valor temos o comprimento de 50 mm, que pertence ao espécime de menor porte. A média encontrada é a de 63 mm.

Comprimento da cabeça — Entre os valores encontrados temos como máximo o de 18 mm e o mínimo de 11 mm. Nesta medida, ao contrário das duas

anteriores, o valor máximo não pertence ao exemplar de maior porte e sim a outro um pouco menor; porém, o mínimo corresponde ao de menor porte. A média iguala-se a 14,6 mm.

Comprimento lábio-occipital — Encontramos o maior valor equivalente a 14 mm e o menor a 8 mm. Aqui voltamos a encontrar a concordância das medidas com os exemplares de maior e de menor portes. A média equivale a 10,5 mm.

Comprimento lábio-olhos — Consultando a tabela de medidas encontramos como máximo o valor equivalente a 7 mm e mínimo o de 4 mm. O valor médio é igual a 5,5 mm.

Comprimento lábio-dorsal — O valor médio encontrado equivale a 12,8 mm. Como valores limites temos: 16 mm e 10 mm.

Comprimento lábio-anal — Valores limites: 36 mm e 25 mm. A média é igual a 30,1 mm.

Comprimento lábio-orifícios — Os valores extremos são: 35 mm e 24 mm. Valor médio igual a 28,6 mm.

Comprimento da base das nadadeiras dorsal e anal:

	Máximo	*Mínimo*	*Média*
Dorsal	59 mm	40 mm	51 mm
Anal	39 mm	23 mm	30,3 mm

Comprimento do espaço interocular — Nesta medida apenas um exemplar possui valor diferente dos demais, tendo-se os seguintes valores limites: 2 mm e 1 mm. Como média 1,8 mm.

Diâmetro dos olhos — Como valores extremos temos 4 mm e 3 mm. Média igual a 3,8 mm. Apenas um exemplar possui diâmetro ocular diferente dos demais.

Altura máxima — Valor máximo encontrado 18 mm, mínimo 12 mm. Média equivalente a 14,8 mm.

Altura do pedúnculo — Encontraram-se os seguintes valores: máximo 6 mm, mínimo 3 mm e média 4,6 mm.

Altura das nadadeiras:

	Máxima	*Mínima*	*Média*
Dorsal	10 mm	7 mm	8,1 mm
Anal	9 mm	6 mm	7,2 mm
Peitoral	20 mm	12 mm	14,1 mm
Ventral	9 mm	6 mm	7,2 mm

Por comparação das alturas obtidas, observamos que a nadadeira peitoral é bem maior que a dorsal, atingindo mesmo o dôbro desta na altura máxima. A anal e a ventral igualam-se nas duas medidas, sendo sobrepujadas pela nadadeira dorsal.

Largura máxima e mínima:

	Máxima	*Mínima*	*Média*
Na largura máxima	11 mm	8 mm	10 mm
No pedúnculo	2 mm	1 mm	1,5 mm

Linha lateral — Iniciando à altura da fenda opercular, é composta de dois segmentos.

O primeiro segmento é formado por numerosos poros muito pequenos e juntos uns dos outros, sofre de início uma ascensão atingindo um ponto próximo à base da nadadeira dorsal, daí seguindo em linha reta até a metade do corpo.

O segundo segmento compreende poros de maior tamanho, mais afastados e em menor número; ocupando posição inferior ao primeiro segmento, inicia-se antes do término dêste; sofrendo um desvio para baixo dirige-se em linha reta até a base da nadadeira caudal.

Nos exemplares estudados os números máximos de poros para o 1.º e 2.º segmentos foram, respectivamente, 64 e 22. Os números mínimos 55 e 19.

Raios da nadadeira dorsal — Foram encontrados os seguintes números de raios: máximo 36 e mínimo 33. Notamos que três exemplares possuem 34 raios, três 35, um 33 e um 36.

Raios da nadadeira anal — Esta nadadeira apresenta uma variação mínima, visto que o maior número de raios é igual a 26 e o menor 25. Sòmente três exemplares apresentam 26 raios, os demais 25.

Raios da nadadeira peitoral — Quanto ao número de raios, esta nadadeira não apresenta variação, tendo sido encontrado um total de 15 raios.

Raios da nadadeira ventral — Como a anterior esta também não apresenta variação, tendo sido encontrado um total de 3 raios.

Raios da nadadeira caudal — Foi encontrado um máximo de 15 raios, atingido ùnicamente por um exemplar, e um mínimo de 14, comum aos demais.

Relação cabeça-corpo — Para valores limites temos: 5,6 e 4,6. A média equivale a 5,1.

Relação altura-corpo — O maior valor encontrado foi 5,7 e o menor 4,6. Sendo a média 5.

Relação olhos-cabeça — Encontramos os seguintes valores extremos: 4,5 e 3,2. Média igual a 3,7.

Relação olhos-interorbital — O valor máximo é igual a 0,5 e o mínimo 0,3. Temos por média 0,4.

Relação olhos-focinho — Nesta relação o valor máximo é 1,7 e o mínimo 1,2. A média equivale a 1,3.

Relação focinho-cabeça — Foram encontrados os seguintes valores: máximo 3, mínimo 2,4 e a média igual a 2,6.

Relação interorbital-cabeça — O valor mais elevado é 11 e o menos elevado 6,5. A média corresponde a 8.

Tabela de Medidas

Número	1728	1903	8586	8587	8588	8589	8590	2260
Comprimento								
Total	70	95	75	76	92	70	62	71
Standard	59	80	61	62	75	59	50	58
Cabeça	14	17	14	15	18	15	11	13
Lábio-ocipital	10	14	10	11	11	10	8	10
Lábio-olhos	6	7	5	6	6	5	4	5
Lábio-dorsal	13	16	12	13	14	13	10	12
Lábio-anal	29	36	29	31	32	30	25	29
Lábio-orifícios	27	35	28	30	30	28	24	27
Base da dorsal	57	54	50	50	59	50	40	48
Base da anal	29	38	30	29	39	28	23	27
Espaço interocular	2	2	2	2	2	2	1	2
Diâmetro dos olhos	4	4	4	4	4	4	3	4
Altura								
Máxima	14	18	14	15	16	15	12	15
Do pedúnculo	5	6	5	5	5	4	3	4
Dorsal	8	10	7	9	9	7	7	8
Anal	7	9	7	8	8	6	6	7
Peitoral	12	20	16	15	15	13	10	12
Ventral	7	7	9	7	9	6	6	7
Largura								
Máxima	11	11	10	11	10	11	8	8
Do pedúnculo	1	2	1	2	2	1	1	2
Escamas								
Linha lateral	63/21	64/22	60/22	63/21	64/22	55/19	63/22	63/22
Raios								
Dorsal	34	34	35	35	35	36	33	34
Anal	26	26	26	25	25	25	25	25
Peitoral	15	15	15	15	15	15	15	15
Caudal	14	14	14	14	14	15	14	14
Branquiostegais	6	6	6	6	6	6	6	6
Relações								
Cabeça/Corpo	5	5,5	5,3	5	5,1	4,6	5,6	5,4
Altura/Corpo	5	5,2	5	5	5,7	4,6	5,1	4,7
Olhos/Cabeça	3,5	4,2	3,5	3,7	4,5	3,5	3,6	3,2
Olhos/Interorbital	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,3	0,5
Olhos/Focinho	1,5	1,7	1,2	1,5	1,5	1,2	1,3	1,2
Focinho/Cabeça	2,5	2,4	2,8	2,5	3	3	2,7	2,6
Interorbital/Cabeça	7	8,5	7	7,5	9	7,5	11	6,5

BIBLIOGRAFIA

CUVIER, M.B. & VALENCIENNE, M.A., 1836, *Histoire Naturelle des Poissons,* 11 : 1-373, F.G. Levrault, Paris.

GUNTHER, A., 1861, *Catalogue of the Acanthopterygian Fishes on the collection of the British Museum*, 3 : 1-586. London.

JENYNS, L., 1842, *The Zoology of the Voyage of H. M. S. Beagle,* 1832 to 1836, (4) : 1-169, 29 pls. Fish. Smith, Elder, and Co., Cornhill, London.

JORDAN, D.S., 1888, List of fishes collected by Alphonse Forrer about Mazatlan, with descriptions of two new species — Heros beani and Poecilia butleri. *Proc. U. S. Nat. Mus.,* 11 : 329-334.

JORDAN, D.S. & EVERMANN, B.W., 1898, The fishes of North and Middle America. *Bull. U. S. Nat. Mus.,* 47 (3) : 2186-3136.

LOWE, R.T., 1841, A Synopsis of the Fishes of Madeira; with the principal Synonyms, Portuguese Names, and Characters of the new Genera and Species. *Trans. Zool. Soc. London,* 2 : 173-200.

LOWE, R.T., 1849, Supplement to "A Synopsis of the Fishes of Madeira". *Trans. Zool. Soc. London,* 3 : 1-20.

MARCGRAVE, G., 1648, *História Natural do Brasil.*

NORMAN, J.R., 1943, Notes on the Blennioid fishes. I. — A provisional synopsis of the genera of the family Blenniidae. *Ann. Mag. Nat. Hist.,* (11) 10 : 793-812.

RIBEIRO, A.M., 1915, Fauna Brasiliense. (Peixes), *Arq. Mus. Nac.* Rio de Janeiro, 17 : 1-680.

SWAINSON, W., 1893, *Natural History and Classification of Fishes, Amphibians, and Reptiles.* 2 : 1-452. Longman & Co., London.

Rev. Brasil. Biol., 15 (1) : 79-82
Abril, 1955 — Rio de Janeiro, D. F.

SÔBRE UMA NOVA ESPÉCIE DE "CARIBLATTOIDES" HEBARD, 1927 (Blattidae, Pseudomopinae) [1]

ISOLDA ROCHA E SILVA
Museu Nacional, Rio de Janeiro, D.F.

(Com 8 figuras no texto)

Prosseguindo no estudo do gênero *Cariblattoides* Hebard, 1927, apresentamos no presente trabalho uma espécie nova, colecionada no Estado do Rio de Janeiro.

Cariblattoides piraiensis sp.n.

Caracteres gerais — Ferruginosa, com o pronoto apresentando o disco amarelo brilhante, com manchas castanho escuro. Cabeça amarela, com a fronte apresentando manchas da mesma côr das do pronoto. Tegminas e asas bem desenvolvidas, ultrapassando o ápice dos cercos. Tegmina com a área central, longitudinal, desde o tronco inicial de tôdas as nervuras até o ápice, castanha escura. Patas amarelas, com as faces dorsais e apicais das tíbias, mais pigmentadas. Abdômen ferruginoso.

Fêmea — Comprimento total: 15 mm.

Cabeça (fig. 1) amarela, com o vertex exposto. Ocelos brancos leitosos. Olhos bem desenvolvidos. Espaço interocular com uma faixa transversal, castanha, clareando para o vertex e para a área central do espaço entre os ocelos. Espaço entre os olhos medindo cêrca de 1,3 do espaço entre a base das antenas, que é subigual ao que separa os ocelos. Vertex com 4 pêlos esparsos. Fronte com pêlos longos em tôda a superfície. Área compreendida entre a base dos ocelos e a base das antenas, circundada por uma faixa castanho escuro, interrompida, formando uma figura trapezóide (fig. 1). A partir do nível inferior da base das antenas, há manchas irregulares, como vemos na figura. Palpos maxilares (fig. 2) amarelos, pilosos, com o último artículo menor que o penúltimo e cêrca de 3,7 do comprimento total dos artículos somados. Último artículo

[1] Recebido para publicação a 12 de outubro de 1954.
Trabalho realizado sob os auspícios do Conselho Nacional de Pesquisas.

dos palpos maxilares falciforme, ferruginoso e com o ápice ligeiramente mais pigmentado. Antenas filiformes, ferruginosas, escurecendo para o ápice, com pêlos em todos os segmentos. Artículo de inserção das antenas amarelo brilhante, pouco mais pigmentado na face dorsal.

Pronoto (fig. 3) transversalmente elítico, com as margens laterais arqueadas. Disco amarelo brilhante, com manchas castanho escuro, como mostra a figura. Margens laterais do pronoto hialinas.

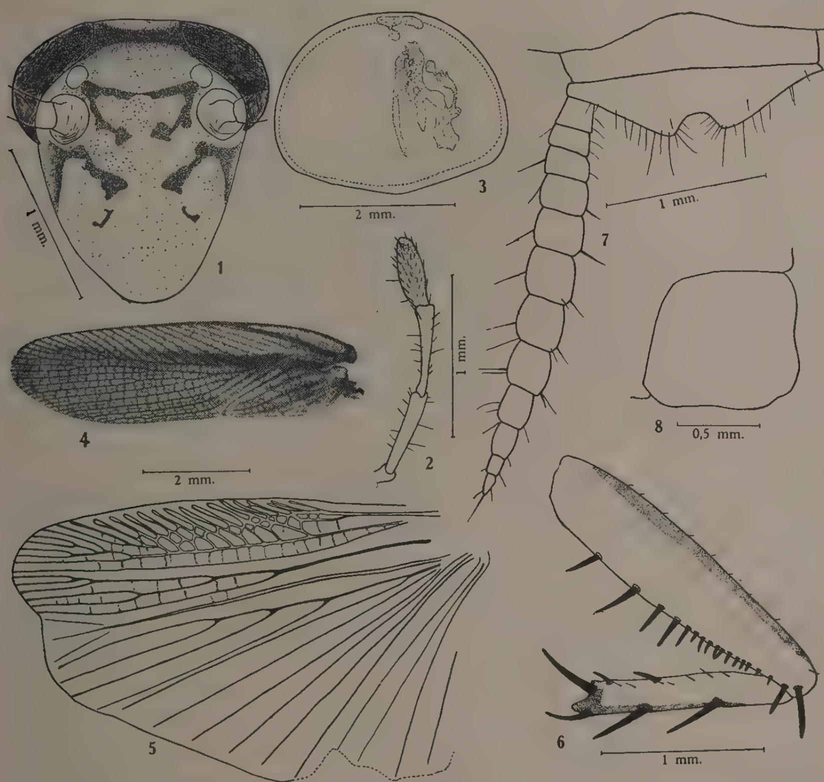
Tegminas (fig. 4) bem desenvolvidas, ultrapassando o ápice dos cercos. Campo marginal-escapular hialino e o discoidal-anal ferruginoso. Área central, longitudinal, desde o tronco inicial de tôdas as nervuras, até o ápice (próximo ao campo discoidal), apresentando uma mancha castanha escura, mais larga na base e se estreitando para o ápice. Nervura sub-costal longa, ocupando o 1/4 basal do campo marginal. Nervura radial, bifurcada no ápice e com muitas ramificações dirigidas para o bordo anterior. As ramificações apicais apresentam ramificações secundárias. A base de tôdas as ramificações da nervura radial, ocupa a área mais pigmentada da tegmina. Nervura cubital bifurcada no ápice e apresentando cêrca de 5 ramificações, sendo que a terceira e a quarta, têm ramificações secundárias. "Vena dividens" com uma mancha castanho escuro na metade basal. Nervuras axilares em número de 4, bem nítidas.

Ao longo de tôdas as nervuras das tegminas, há pêlos microscópicos e esparsos.

Asas (fig. 5) castanhas, com a região mediana do campo marginal-escapular (abrangendo o ápice das ramificações da nervura radial), branco brilhante. Nervura sub-costal longa, formando uma estreita célula, que ocupa pouco mais do 1/3 basal do campo marginal-escapular. Nervura radial bifurcada no ápice e com muitas ramificações nos 2/3 distais. As ramificações apicais apresentam ramificações secundárias. A região compreendida pelas ramificações da nervura radial, apresenta pequenas nervuras transversais. Nervura mediana, simples e pouco nítida. Nervura cubital bifurcada no ápice e com 3 ramificações na metade apical. Nervura anal simples. Nervuras axilares numerosas, sendo que a primeira apresenta 3 ramificações no 1/3 apical. Triângulo apical pequeno, hialino, porém nítido.

Patas amarelas. Coxas com as articulações pouco mais escurecidas. Faces dorsal, ventral e ápice das tíbias, principalmente na inserção dos espinhos, castanho escuro. Fêmur I (fig. 6), com a face dorsal mais pigmentada. Face anteroventral com uma série de espinhos nos 3/4 apicais. Os espinhos basais (cêrca de 5), são maiores, enquanto que os apicais são menores e em maior número, formando uma fileira serrada, que atinge o ápice. Preapicalmente, na face anteroventral, há 1 espinho robusto. Face posteroventral com 1 espinho no 1/3 apical. Ápices das faces posteroventral e anteroventral com 1 espinho mais forte que os demais. Tíbia (fig. 6) com 2 espinhos na face anterodorsal e 1 mediano na face posterodorsal. Face posteroventral com 2 espinhos menores

no 1/3 apical, e face anteroventral com 1 mediano robusto. Faces anteroventral, anterodorsal, posteroventral e posterodorsal, com espinhos apicais. Tarsos fortemente pilosos, apresentando as faces ventrais de todos os artículos, pouco mais pigmentadas. Pulvilos brancos, os apicais mais salientes. Unhas ferruginosas, com o ápice quitinizado, apresentando as faces ventrais serrilhadas. Arolium desenvolvido, pouco menor que o comprimento das unhas. Fêmur II com 5 espinhos na face anteroventral e 4 na face posteroventral. Ápice das faces posteroventral, anteroventral e dorsal, com 1 espinho robusto. Tíbia com 3 espinhos na face dorsal, 2 no 1/3 basal da face posterodorsal e 3 na face anterodorsal.



Cariblattoides piraiensis sp.n. — Fig. 1: Cabeça; fig. 2: palpos maxilares; fig. 3: pronoto; fig. 4: tegmina; fig. 5: asa; fig. 6: pata I; fig. 7: placa supra-anal; fig. 8: placa sub-genital.

Face posteroventral com 1 espinho no 1/3 apical e 3 nos 2/3 apicais da face anteroventral, sendo o mediano maior. Ápice das faces anteroventral, posteroventral, anterodorsal e posterodorsal com 1 espinho robusto. Tarsos pilosos. Metatarso apresentando 2 filas serradas de espinhos, na face ventral. Pulvilos, unhas e arolium idênticos aos do primeiro par de patas. Fêmur III com 3 espinhos medianos na face anteroventral e 3 afastados na face posteroventral.

Ápices das faces anteroventral, posteroventral e dorsal com 1 espinho robusto. Tíbia com 5-6 espinhos na face anterodorsal, 3 na metade apical da face dorsal e 4-5 na face posterodorsal. Face anteroventral com 4 espinhos, face posteroventral com 3 (na metade apical) e face ventral com 1 preapical pequeno. Ápice das faces posteroventral, anteroventral, posterodorsal e anterodorsal, com 1 espinho robusto. Tarsos pilosos. Metatarso com 2 filas de pequenos espinhos na face ventral. Unhas, pulvilos e arolium como nos pares de patas anteriores.

Além dos espinhos citados, há em tôdas as faces espinhos menores e esparsos (fig. 6).

Abdômen ferruginoso brilhante. Tergitos com as margens laterais esbranquiçadas, providas de pêlos em tóda extensão. Esternitos castanhos claros, com os estígmas mais pigmentados. Ângulos laterais apicais dos segmentos abdominais, arredondados.

Placas genitais castanhas claras, brilhantes, bastante pilosas, principalmente nas margens. Placa supra-anal (fig. 7) sub-triangular, com o eixo transversal muito maior que o longitudinal e com ápice bilobado. Cercos longos, bastante pilosos, coloridos de castanho claro, com os primeiros e últimos artículos mais pigmentados. Placa subgenital (fig. 8) larga, convexa, amarelo brilhante, com as margens arredondadas e bastante pilosas.

Material examinado: *Holótipo fêmea*: Rocinha (Município de Piraí), antiga estrada Rio-São Paulo, (Est. Rio de Janeiro) Brasil, III-1954, D. Albuquerque & Rego Barros col. Depositado na coleção do Museu Nacional (*Blattaria*) sob o n.º 70.

Cariblattoides piraiensis sp.n. se afasta logo à primeira vista de tôdas as espécies até agora conhecidas, principalmente pela coloração do pronoto e das tegminas.

Queremos deixar os nossos agradecimentos ao Dr. Dalcy de Oliveira Albuquerque, da Divisão de Zoologia do Museu Nacional, pela inestimável ajuda no estudo e execução das presentes notas.

BIBLIOGRAFIA

Gurney, A.B., 1942, Studies in Cuban Blattidae. *Bull. Mus. Comp. Zool. Harvard,* 89 : 11-60, 4 pls.

Rehn, J.A.G. & Hebard, M., 1927, The Orthoptera of the West Indies. Number 1.Blattidae. *Bull. Amer. Mus. Nat. Hist.,* 54 : 1-320, XXV pls.

Rev. Brasil. Biol., 15 (1) : 83-95
Abril, 1955 — Rio de Janeiro, D. F.

SÔBRE A BIOLOGIA DO "PHLEBOTOMUS LONGIPALPIS", TRANSMISSOR DA LEISHMANIOSE VISCERAL, EM UMA ZONA ENDÊMICA DO ESTADO DO CEARÁ. I. DISTRIBUIÇÃO, PREDOMINÂNCIA E VARIAÇÃO ESTACIONAL [1]

LEONIDAS M. DEANE e MARIA PAUMGARTTEN DEANE
Departamento de Parasitologia, Faculdade de Medicina, Universidade de São Paulo

(Com 2 figuras no texto)

A continuação das pesquisas iniciadas em fins de dezembro de 1953, sôbre a epidemiologia do calazar na zona norte do Estado do Ceará, veio reforçar a opinião já expressa em trabalho anterior (Deane & Deane, 1954) de que o *Phlebotomus longipalpis* Lutz & Neiva, 1912, é o principal transmissor da moléstia nos focos estudados, sendo nestes, quiçá, a única espécie de importância epidemiológica.

Esta conclusão tem base nas observações que fizemos sôbre a distribuição geográfica, a biologia e a infecção natural e experimental do *P. longipalpis*. Em vista da escassez da bibliografia existente sôbre o assunto e como do conhecimento dos hábitos do transmissor podem advir melhores medidas de contrôle da endemia, estamos divulgando os resultados de nossas observações em uma série de trabalhos referentes a: distribuição, predominância e variação estacional; hábitos alimentares dos adultos; freqüência domiciliária; abrigos extradomésticos e criadouros; observações em laboratório.

O presente trabalho é, portanto, o primeiro da série acima discriminada. Baseia-se ùnicamente em dados relativos a flebótomos adultos.

A zona do Ceará que está sendo presentemente estudada, fica incluida, aproximadamente, entre o vale do rio Acaraú e a serra de Ibiapaba (fig. 1). As planícies semi-áridas, quase sem vegetação, ou apenas com vegetação de pequeno porte (caatinga) que caracterizam os "sertões" do nordeste brasileiro, cobrem a maior parte da zona. Dentro desta temos ainda a considerar as pe-

[1] Recebido para publicação a 13 de dezembro de 1954.
Trabalho do Departamento de Parasitologia da Faculdade de Medicina da Universidade de São Paulo (Diretor: Prof. Dr. Samuel B. Pessôa) e da Campanha Contra a Leishmaniose Visceral, da Divisão de Organização Sanitária do Departamento Nacional de Saúde (Superintendente: Dr. Joaquim Eduardo de Alencar). Apresentado na sessão de 4-10-1954 do Departamento de Higiene e Medicina Tropical da Associação Paulista de Medicina.

quenas serras mais ou menos florestadas, como as de Maruoca e do Rosário, e, principalmente, a grande serra de Ibiapaba, bem mais úmida e com matas altas, que a limita a oeste. E, finalmente, com características intermediárias entre os sertões e as serras, temos o que os habitantes locais chamam "pés-de-serra" e "boqueirões", terrenos situados, respectivamente, no sopé das serras e em estreitos vales entre elas. Êstes terrenos são extensamente aproveitados para a agricultura, havendo aí também bastante vegetação de porte.

Para os estudos sistematizados foram escolhidos quatro focos ativos de calazar, situados em zona rural dos municípios de Sobral, Massapê, Tianguá e Viçosa do Ceará: Boqueirão, Pé-da-Serra das Contendas, Trapiá e Ubari, respectivamente. Tais focos são constituídos de "sítios" (pequenas fazendas) ou grupos de sítios localizados em "pés-de-serra" ou "boqueirões", que, segundo verificamos, são os terrenos onde a prevalência do calazar é mais elevada (Deane, Deane & Alencar, 1954). Foram também colhidos dados em outras localidades, urbanas e rurais, em sertões e serras, nos quatro municípios já mencionados, a fim de compará-los com os obtidos nos focos em questão. Além disso, algumas capturas foram feitas nas cidades de Camocim, Cariré, Coreaú, Granja, Ipú, Nova Russas e Santana do Acaraú, ou em sítios dos municípios homônimos.

A quase totalidade do material em que se baseiam estas notas foi colhida pessoalmente por nós ou por guardas capturadores por nós treinados e trabalhando sob nossa orientação imediata, de dezembro de 1953 até agôsto de 1954. Aproveitamos ainda aqui, só na parte referente à distribuição, alguns dados baseados em material colhido durante as inspecções regulares das turmas de guardas capturadores do Serviço Nacional de Febre Amarela, desde outubro de 1953, e que nos foi enviado para identificação.

Capturas de insetos hematófagos foram feitas em: casas e anexos (sanitários e depósitos), não só nas paredes externas e internas e no teto, como sôbre os habitantes e animais domésticos que nêles se encontrassem; abrigos de animais domésticos (galinheiros, chiqueiros e currais), tanto nas paredes e teto como sôbre os animais que alí estivessem; em iscas (homem, cão, raposa, gato, cavalo, jumento, boi, cabra, porco e galinha) ao ar livre; em armadilha luminosa e armadilha Shannon com animais; em árvores — em tôrno de tronco e raizes, na copa e em ôcos; em cavernas e locas de animais campestres; espaços entre e sob pedras e em rachas destas; em barrancos e bordos de cacimbas e poços; e em rachas do terreno.

Embora visássemos principalmente os flebótomos, todos os insetos hematófagos vistos eram capturados.

Os dípteros eram apanhados com um capturador de Castro e conservados em tubos de hemólise com álcool a 70°. Em cada tubo era introduzida uma etiqueta com dados referentes à captura, sendo êstes registrados também em fichas adequadas onde se anotavam posteriormente os resultados da identificação. Quando as capturas eram feitas com o fim de obterem-se desovas para criação, de procurar infecção natural por leptomonas, ou fazerem-se outras observações, os flebótomos eram trazidos vivos ao laboratório, em manga de

candeeiro presa sôbre placa de Petri úmida e recoberta com morím. Os hemípteros eram apanhados com pinça e conservados em tubos de Borrel ou caixinhas de papelão adequadamente preparadas.



Fig. 1 — Distribuição do *Phlebotomus longipalpis* no Estado do Ceará. (Os triângulos indicam as sedes dos municípios onde a espécie fôra assinalada anteriormente; os círculos, as sedes dos municípios onde os autores assinalam-na pela primeira vez).

No laboratório, os flebótomos trazidos em álcool eram clarificados pela potassa e identificados no creosoto, seguindo-se, com pequenas modificações, a técnica de FORATTINI (1954). Depois de algum tempo, tendo verificado que o *P. longipalpis* era a espécie mais comum no material a identificar, treinamos um auxiliar em reconhecê-la bem e o encarregamos de fazer, sob o nosso contrôle, a triagem dos flebótomos em "longipalpis" e "outros", sendo os últimos então determinados por nós. Dêste modo, e visto que dispúnhamos de uma auxiliar para preparo e montagem do material, a rotina de identificação dêste tornou-se fácil e rendosa. Sempre que julgámos necessário, fizemos a montagem permanente em bálsamo, para estudo posterior.

DISTRIBUIÇÃO

A presença do *P. longipalpis* no Estado do Ceará já havia sido antes assinalada em Quixadá (Costa Lima, 1932), Russas (Chagas *et al.*, 1937; Mangabeira, 1942; Deane & Deane, 1954), Mecejana (município de Fortaleza) e Redenção (Chagas *et al.*, 1937), Cristais, município de Pacajús (Coutinho, 1940), Crato e Santanopole (Pondé, Mangabeira & Jansen, 1942), Fortaleza, Independência, Ipú, Ipueiras, Itapipoca, Saboeiro e Tauá (Lucena, 1952) e Sobral (Pessôa, *in* Veronesi, 1953; Deane & Deane, 1954).

A esta lista temos agora a acrescentar os seguintes municípios em que assinalamos o *P. longipalpis*: Massapê, Tianguá, Viçosa do Ceará, Nova Russas, Coreaú, Granja, Cariré e Santana do Acaraú.

Como se vê (fig. 1) a distribuição conhecida do *P. longipalpis* atinge municípios das zonas norte, sul, leste e oeste do Estado, tendo sido encontrado tanto em localidades costeiras (Fortaleza) como muito para o interior (Crato e Santanopole). Faltam dados sôbre parte da zona central, mas é de prever que aí também venha a ser encontrada a espécie.

Quanto à distribuição por tipos de agrupamentos humanos e de região, constatamos a presença do *P. longipalpis* quer em cidades e povoados, quer em "sítios" isolados e não só em serras (altitude máxima em que foi procurado e encontrado — cêrca de 700 metros), como no sopé destas, em "boqueirões" e no sertão.

PREDOMINÂNCIA

Sendo grande parte desta zona semi-árida, a fauna entomológica não é muito variada. Entre os insetos hematófagos apanhados, já identificamos até agora, além de flebótomos, os seguintes:

DIPTERA

Culicidae

Anopheles albitarsis Arribalzaga, 1878
Anopheles argyritarsis Robineau-Desvoidy, 1827
Anopheles triannulatus davisi Paterson & Shannon, 1927
Aëdes scapularis (Rondani, 1848)
Aëdes taeniorhynchus (Wiedeman, 1821)
Aëdes leucocelaenus Dyar & Shannon, 1924
Aëdes spp.
Culex fatigans Wiedeman, 1821
Culex spp.
Mansonia (Mansonia) spp.
Haemagogus uriartei Shannon & Del Ponte, 1927

Muscidae

Stomoxys calcitrans (L., 1761)

HEMIPTERA

Reduviidae

Panstrongylus megistus (Burmeister, 1835)
Panstrongylus lutzi (Neiva & Pinto, 1923)
Triatoma brasiliensis Neiva, 1911
Triatoma maculata (Erichson, 1848)
Rhodnius nasutus Stal, 1859

Cimicidae

Cimex hemipterus (Fabricius, 1803)

Ainda não foi completada a determinação de todo o material colhido e mesmo foge aos moldes dêste trabalho entrar em detalhes a êsse respeito. Além disso, como já ficou dito e aqui frizamos, nunca fizemos capturas sistemáticas especiais para apanhar outros insetos, visto que nosso escôpo era estudar os flebótomos.

Podemos adiantar entretanto que com exceção das áreas urbanas, onde freqüentemente predomina o *Culex fatigans,* são os flebótomos os dípteros hematófagos mais comuns na zona em estudo, tanto nos domicílios — onde são muitas vêzes os únicos a serem encontrados — como em capturas extradomiciliárias crepusculares ou noturnas com isca animal.

Tomando só os flebótomos, a distribuição por espécie no total de 117 981 exemplares capturados até agôsto de 1954, em tôda a zona, foi a seguinte:

	N.º de exemplares
Phlebotomus longipalpis Lutz & Neiva, 1912	114 432
Phlebotomus oswaldoi Mangabeira, 1942	1 943
Phlebotomus whitmani Antunes & Coutinho, 1939	487
Phlebotomus rickardi Costa Lima, 1936	341
Phlebotomus lenti Mangabeira, 1938	267
Phlebotomus evandroi Costa Lima & Antunes, 1936	217
Phlebotomus migonei França, 1920	158
Phlebotomus abonnenci Floch & Chassignet, 1947	12
Phlebotomus shannoni Dyar, 1929	8
Phlebotomus cortelezzii Brèthes, 1923	7
Phlebotomus spp. *	109

Vê-se por aí que, enquanto uma única espécie — o *P. longipalpis* — representa 97% de todos os flebótomos apanhados, os restantes 3% incluem, pelo menos, 11 outras espécies.

Êsses dados correspondem à zona tomada como um todo. Na Tabela 1 dividimos os resultados segundo o tipo da região, isto é, segundo se trate de sertão, "pé-de-serra" ou "boqueirão" e serra. Para que os dados sejam comparáveis estão aí apresentadas as médias horárias por tipo de captura, assim como as percentagens de *P. longipalpis* em relação aos totais de flebótomos apanhados.

* Incluidas aqui 2 espécies em estudo e fêmeas cuja posição sistemática ainda não poude ser determinada.

TABELA 1

Densidade comparativa do *Phlebotomus longipalpis* e de outras espécies de flebótomos, segundo o tipo de região, em área endêmica de calazar, no norte do Ceará *

Tipo de captura	Tipo de região	Horas e minutos gastos	Flebótomos capturados					Médias horárias	
			Total	*P. longipalpis*		Outros		*P. longipalpis*	Outros
				N.º	%	N.º	%		
Em casas e abrigos de animais domésticos	Sertão	47:50	363	343	94,5	20	5,5	7,2	0,4
	"Pé de serra" e "boqueirão"	747:30	59160	56694	95,8	2466	4,2	75,8	3,3
	Serra	59:50	594	429	72,2	165	28,8	7,2	2,7
Ao ar livre, em isca animal	Sertão	18:30	379	373	98,4	6	1,6	20,2	0,3
	"Pé de serra" e "boqueirão"	320:30	43749	43582	99,6	167	0,4	135,9	0,5
	Serra	38:50	144	52	36,1	92	63,9	1,3	2,4

* Material colhido de janeiro a agôsto de 1954, excluindo as capturas feitas após a dedetização de algumas localidades.

Analisando essa tabela verifica-se que o *P. longipalpis* é mais abundante em "boqueirões" e "pés-de-serra", onde é também a espécie que predomina acentuadamente, tanto nas capturas domiciliárias e em abrigos de animais domésticos, como nas capturas extradomiciliárias com isca. Êste fato, adquire importância especial quando se compara a prevalência do calazar segundo o típo de região, o que será feito em outro trabalho.

Nos sertões o *P. longipalpis* é bem menos abundante, mas é ainda a espécie que predomina, tanto dentro como fora das casas.

No alto das serras também o *P. longipalpis* é a espécie mais encontradiça nas capturas domiciliárias, porém sua predominância em relação a outras espécies não é tão acentuada como nas regiões de sertão e "pé-de-serra" ou "boqueirão", o que se pode ver pelo exame dos dados da Tabela 1. Já nas capturas extradomiciliárias, o conjunto das outras espécies — representadas principalmente pelo *P. whitmani* e o *P. migonei* — predomina sôbre o *P. longipalpis*. Isto deve ser devido a que, sendo o tope das serras coberto de matas altas, existem aí melhores condições para as espécies mais silvestres. A julgar pelo que temos observado até o presente, o calazar é bem menos freqüente nas localidades de maior altitude, onde, por outro lado é mais encontradiça a leishmaniose tegumentar, que, por sua vez, é de ocorrência muito menor na planície. Por isto mesmo chamamos a atenção para essa coincidência na distribuição da leishmaniose tegumentar e daquelas duas espécies de flebótomos — o *P. whitmani* e o *P. migonei* — que são incriminadas como transmissoras da *Leishmania braziliensis* no Estado de São Paulo (Pessôa, 1941 e Pessôa & Coutinho, 1941).

Na Tabela 1 não incluímos as capturas feitas de maio em diante, em 2 focos de "boqueirão", em vista de terem sido dedetizados em fim de abril. Pelo mesmo motivo não incluimos a cidade de Sobral, que foi dedetizada em dezembro de 1953 e janeiro de 1954, mas onde, também, o *P. longipalpis* é muito mais comum que as outras espécies do mesmo gênero: de 416 flebótomos apanhados nas capturas domiciliárias feitas de janeiro até agôsto, em quarteirões que haviam escapado à dedetização, 360, ou 86,1 por cento eram *P. longipalpis*; em capturas extradomiciliárias, no mesmo periodo, foram apanhados 38 flebótomos, todos *P. longipalpis*.

Resumindo, portanto, verificamos que o *P. longipalpis* é, de longe, a espécie predominante na área estudada, tendo sido mesmo muitas vêzes, o único díptero hematófago apanhado no interior das habitações humanas e em abrigos de animais domésticos.

VARIAÇÃO ESTACIONAL

Na zona trabalhada há, normalmente, duas estações bem definidas: a sêca e a chuvosa. A estação sêca, localmente conhecida por "verão", estende-se aproximadamente, de julho a janeiro; quase não chove nesta época, a umidade é muito baixa, a temperatura um pouco mais elevada e os ventos bem mais fortes

e constantes. Na estação chuvosa, ou "inverno", que vai de fevereiro a maio ou junho, além de pluviosidade ponderável, há maior umidade, temperatura um pouco mais baixa e menor ventilação.

Na Tabela 2 apresentamos os dados de pluviometria que pudemos obter na Agência Municipal de Estatística de três dos municípios incluídos na área de estudo e de temperatura de um dêles. Tais dados referem-se às sedes municipais. Infelizmente não nos foi possível conseguir dados mais completos.

TABELA 2

Pluviometria e temperatura mensais registadas de janeiro a agôsto de 1954, na sede de alguns municípios situados em área endêmica de calazar, no norte do Ceará

Mês	Pluviometria, em milímetros			Temperatura °C, médias das máximas e mínimas	
				Sobral	
	Sobral	Viçosa	Tianguá	*Mx*	*Mn*
Janeiro	0	23,8	17,2	30,4	26,1
Fevereiro	67,1	301,4	216,1	28,6	25,4
Março	191,3	309,0	396,3	27,7	25,5
Abril	113,5	?	124,8	28,0	24,7
Maio	102,6	286,8	135,5	28,7	25,3
Junho	37,7	8,2	16,0	28,2	24,4
Julho	0	0	0	.	.
Agôsto	0	0	0	.	.

Há ainda a considerar no Ceará, como em todo o Nordeste, os anos normais e os de sêca. Os três anos que precederam o atual, por exemplo, foram de sêca.

Como é óbvio, as estações exercem nítida influência sôbre a fauna de dípteros hematófagos. Esta influência faz-se sentir de modo direto e indireto, neste último caso através a mudança de hábitos das populações rurais.

Nas serras e "boqueirões" a população vive principalmente da pequena agricultura, praticada de modo rudimentar, e, em menor escala, da pecuária. A agricultura inclui principalmente o milho e o feijão, os demais produtos variando em proporção conforme a área: algodão, café, arroz, batata, pimenta do reino, mamona, etc. Logo após as primeiras chuvas — em fins de janeiro ou fevereiro — é iniciado o plantio e, ao mesmo tempo, o gado é levado para o sertão, onde aparece, então, bom pasto. Existe ainda uma outra poderosa razão para êsse êxodo do gado: é que as moscas hematófagas — *Stomoxys* (localmente denominadas "meruanhas") e as tabânidas ("motucas"), tornam-se tão abundantes nas serras e suas proximidades, na estação chuvosa, que é impossível conservar aí os animais. Os poucos que ficam permanecem de dia dentro de quartos escuros nas próprias casas dos donos, ou em abrigos também escuros e fechados,

construidos nas proximidades, sendo libertados só durante a noite, visto como as citadas moscas sugam sòmente no claro. Terminadas as chuvas e as colheitas, o gado é trazido de volta do sertão e a população local passa o resto do ano nos trabalhos pecuários e no preparo do terreno para o plantio do ano seguinte.

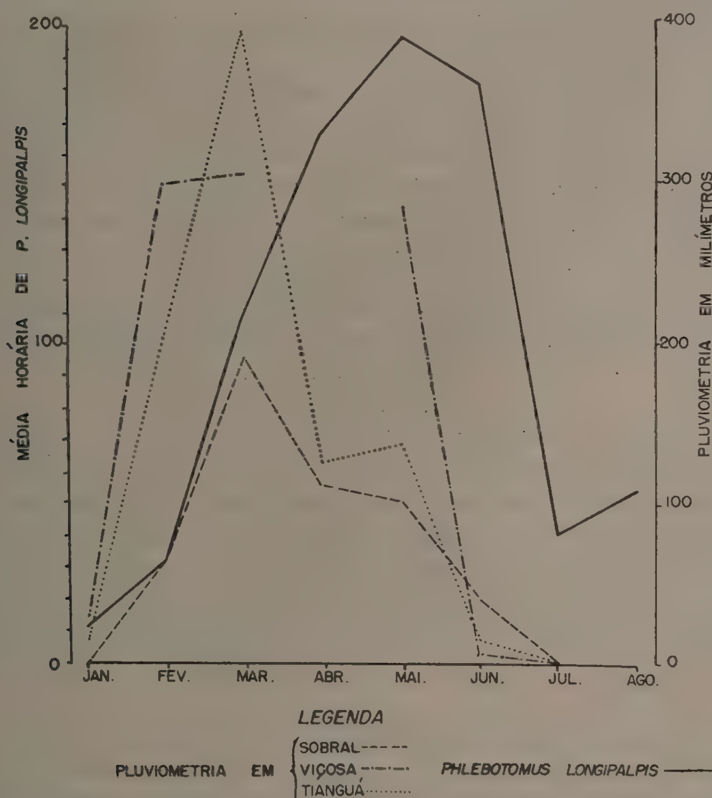


Fig. 2 — Freqüência mensal do *Phlebotomus longipalpis* em área endêmica de leishmaniose visceral no Norte do Ceará e pluviometria mensal em 3 cidades da mesma área, de janeiro a agôsto de 1954.

Já nos sertões a pecuária é a principal atividade. Como as casas de fazenda distribuem-se muito esparsamente no sertão, é provával que o aumento do gado resultante da vinda daquêle que é trazido das serras e "boqueirões" durante a estação chuvosa, em pouco modifique as condições para os flebótomos, o mesmo acontecendo com o escasso plantio que aqui se faz. Mas, como é natural, no sertão também as chuvas modificam muito o ambiente no que diz respeito à vegetação.

Tôdas estas considerações foram feitas para chamar a atenção para os seguintes fatos que desde logo se impõem: 1) a estação chuvosa, trazendo apreciável aumento de umidade para uma área extremamente sêca no verão, favorece diretamente a proliferação e a sobrevivência dos flebótomos; 2) o renasci-

mento da vegetação deve favorecê-los indiretamente, por propiciar-lhes mais abrigos e criadouros; e 3) a retirada do gado das áreas de serras e "boqueirões", restringindo o número de hospedeiros potenciais dos flebótomos, justamente numa ocasião em que êstes são mais abundantes, deve resultar num ataque mais freqüente ao homem.

Com efeito, os habitantes dos quatro focos de calazar estudados com mais detalhe queixam-se de que os "arrupiados" ou "asa-dura" (têrmos com que designam os flebótomos) os atormentam tremendamente durante a época das chuvas. As crianças ficam tão marcadas das picadas dêsses insetos que tomam o aspecto de sarampentos. Os moradores tentam proteger-se queimando estêrco sêco de gado, durante a noite inteira, dentro de suas casas. Muitos armazenam o estêrco no verão, ocupando para isso uma das já poucas dependências de seus casebres. Ao chegar a estação chuvosa, vimos em várias casas o estoque dêsse material chegando até quase ao teto do compartimento. Nos alpendres das casas e fora, ao ar livre, também os flebótomos atacam em grande número.

Durante a estação sêca os habitantes pouco são incomodados pelos flebótomos.

Para estudar a variação estacional do *P. longipalpis* o ideal seria que pudéssemos registrar sua freqüência mensal durante dois anos, pelo menos. A nossa curta permanência na área (8 meses) e a necessidade de dedetizar os focos de calazar, tornaram impossível tal observação. Apresentamos na Tabela 3 os dados que nos foi possível colher de janeiro a agôsto, incluindo portanto um mês do fim da estação sêca, tôda a estação chuvosa e o início da seguinte estação sêca. Êstes dados representam os índices mensais obtidos em capturas domiciliárias regulares, realizadas nos quatro focos de calazar já mencionados, excluindo, naturalmente, os referentes ao período posterior à dedetização efetuada em dois dêsses focos.

TABELA 3

Variação estacional da densidade do *Phlebotomus longipalpis*. Freqüência mensal em capturas domiciliárias feitas em quatro focos endêmicos de calazar no norte do Ceará, de janeiro a agôsto de 1954 *

Mês	Horas e minutos gastos	*P. longipalpis*	
		Total	Média horária
Janeiro	132:20	1480	11,2
Fevereiro	131:00	4057	31
Março	131:30	14224	108,2
Abril	72:20	11981	165,6
Maio	37:30	7332	195,5
Junho	42:20	7568	178,8
Julho	41:50	1700	40,6
Agôsto	35:10	1951	55,5

* Excluídas, de maio em diante, as capturas feitas em dois focos dedetizados no fim de abril.

Em parte da área as chuvas começaram em fim de janeiro (ver Tabela 2) e isto já se reflete na subida nítida da média horária de *P. longipalpis* verificada em fevereiro. As médias horárias das capturas domiciliárias mantiveram-se em crescendo até o mês de maio, acompanhando com algum atrazo (devido ao tempo de evolução das fases imaturas) a curva pluviométrica, cujo pico foi em março (Tabela 3 e fig. 2).

Não obstante a maior densidade do *P. longipalpis* durante a estação chuvosa, é de salientar a sua resistência às condições adversas de estio prolongado. Com efeito, em dezembro de 1953, quando tôda a região mostrava de maneira dramática os efeitos de uma sêca que durava havia 3 anos, encontrava-se o *P. longipalpis* com freqüência, ainda que em pequenos números, no interior dos domicílios.

Agradecimento — Agradecemos ao Serviço Nacional de Febre Amarela, em Fortaleza, por sua valiosa cooperação cedendo-nos os guardas que nos auxiliaram nas capturas.

RESUMO

O trabalho é o primeiro de uma série sôbre a biologia de *Phlebotomus longipalpis,* estudada em zona endêmica de calazar no Ceará. Nêle os autores tratam da distribuição, predominância e variação estacional dessa espécie que reputam o transmissor importante da leishmaniose visceral na área, onde trabalharam de dezembro de 1953 a agôsto de 1954.

Citam as espécies de insetos hematófagos que encontraram e mencionam que os flebótomos constituiram a enorme maioria do total de dípteros nematóceros que identificaram.

No gênero *Phlebotomus,* o *P. longipalpis* foi a espécie predominante, correspondendo a 97% do total de 117 981 exemplares examinados, os restantes 3% distribuindo-se por, pelo menos, 11 outras espécies, que são mencionadas.

Assinalam a presença do *P. longipalpis* em 8 novos municípios do Estado e, estudando a distribuição das espécies de flebótomos nos três principais tipos de região encontrados na área — sertão, topes de serra e sopés de serras ou estreitos vales entre estas, localmente conhecidos por "pés de serra" ou "boqueirões" —, mostram que a espécie foi muito mais abundante nestes últimos, onde estão, aliás, os principais focos de calazar. O *P. longipalpis* foi ainda, de longe, a espécie preponderante no sertão e nos "pés de serra" e "boqueirões"; nas serras, entretanto, sua predominância não foi tão grande nas capturas domiciliárias e, nas capturas extradomiciliárias seu número foi superado pelo das outras espécies reunidas, salientando-se dentre estas o *P. whitmani* e o *P. migonei.* Em virtude de serem estas duas últimas espécies consideradas como transmissoras da leishmaniose tegumentar em São Paulo, chamam a atenção para a sua presença nas serras do Ceará onde é também freqüente esta leishmaniose.

Quanto à variação estacional, embora o *P. longipalpis* tenha sido encontrado mesmo na época mais sêca, sua densidade aumentou consideràvelmente na estação chuvosa, atingindo o máximo dois meses após o pico da mesma.

SUMMARY

In the present paper, the first of a series to be presented on the biology of *Phlebotomus longipalpis* Lutz & Neiva, 1912 in an endemic focus of kala-azar in the State of Ceará, Brazil, the Authors report their findings on the distribution, predominance and seasonal density of this sandfly, which they regard as the important vector of *Leishmania donovani* in the area.

The studies were conducted from December 1953 through August 1954.

A list is given of the species of blood-sucking insects identified; in the towns, *Culex fatigans* was often the dominant species, but in the rural areas phlebotomi were, by far, the most abundant hematophagous diptera found, both inside houses and outdoors.

Within the genus *Phlebotomus*, 97 percent of the 117 981 specimens captured were *P. longipalpis* and the remaining 3 percent belonged to at least eleven other species.

Comparative captures in the three main types of terrain found in the area — semi-arid plains, mountains, and foothills and valleys — revealed that *P. longipalpis* was much more abundant in these latter, where the incidence of kala-azar is also much higher. *P. longipalpis* was also by far the dominant species of sandfly in the semi-arid plains, foothills and valleys; on the mountains, however, its predominance was not as marked inside houses, while outdoors, on animal baits, it was surpassed in number by the other species combined; these were chiefly represented by *P. whitmani* and *P. migonei*, which are the incriminated vectors of muco-cutaneous leishmaniasis in another State (São Paulo) and possibly, also, in the mountains of Ceará.

As to the variation in seasonal abundance, although *P. longipalpis* was present even during the dryest period, its density increased markedly during the wet season and reached its maximum two months after the peak of the rainy season.

REFERÊNCIAS

Chagas, E. et al., 1937, Leishmaniose visceral americana. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 32 (3): 321-389.

Costa Lima, A., 1932, *in* Barretto, M.P., 1947, Catálogo dos flebótomos americanos. *Arq. Zool. S. Paulo*, 5 : 177-242.

Coutinho, J.O., 1940, Observações sôbre algumas espécies de flebótomos com a descrição do macho de *Flebotomus lloydi* Antunes, 1937. *Arq. Zool. S. Paulo*, 1 : 334.

Deane, L.M., Deane, M.P. & Alencar, J.E., 1954, Tipo de região e prevalência da leishmaniose visceral, em uma área endêmica do Ceará. (Em publicação).

DEANE, M.P. & DEANE, L.M., 1954, Infecção natural do *Phlebotomus longipalpis* por leptomonas, provavelmente de *Leishmania donovani,* em um foco de calazar, no Ceará. *O Hospital,* Rio de Janeiro, 45 (6) : 703-707.

FORATTINI, O.P., 1954, Algumas observações sôbre a biologia de flebótomos (*Diptera, Psychodidae*) em região da bacia do Rio Paraná (Brasil). Tese, Faculdade de Higiene e Saúde Pública, S. Paulo.

LUCENA, D.T., 1952, Flebotomos do Nordeste. II. Morfologia de algumas espécies e sua distribuição geográfica. Apresentado ao X Congresso Brasileiro de Higiene, Belo Horizonte, 19-25 de outubro.

PESSÔA, S.B., *in* VERONESI, A. et al., 1954, Leihmaniose visceral (kala-azar). Estudo do quadro clínico, hematológico e eletroforético. *Rev. Hosp. Clínicas,* 9 (1) : 13-50.

PESSÔA, S.B. & COUTINHO, J.O., 1941, Infecção natural e experimental de flebótomos pela Leishmania braziliensis, no Estado de S Paulo. *O Hospital,* Rio de Janeiro, 20 (1) : 25-35.

PONDÉ, R., MANGABEIRA F.º, O. & JANSEN, G., 1942, Alguns dados sôbre a leishmaniose visceral americana e doença de Chagas no Nordeste brasileiro. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz,* 37 (3) : 333-368.

Rev. Brasil. Biol., 15 (1) : 97-101
Abril, 1955 — Rio de Janeiro, D. F.

CONTRIBUIÇÃO AO CONHECIMENTO DOS "ARCTIIDAE". XXXV. (Lepidoptera, Heterocera)[1]

LAURO TRAVASSOS
Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, D.F.

(Com 10 figuras no texto)

Rhipha gagarini sp.n.

Machos — Palpos pequenos voltados dorsalmente, sem atingir o nível do vértice. São revestidos de escamas de côr vermelho amarelado, sendo que o segmento médio apresenta duas manchas arredondadas e de côr preta situadas simetricamente na parte basal das faces interna e externa. O 3.º segmento, muito reduzido, é revestido de escamas negras. Tromba pequena e amarela. Fronte e vértice de côr vermelha amarelada. Olhos pretos. Antenas com o segmento basal carmim tendo na base um anel branco. Fuste de côr parda, tendo escamas brancas e esparsas em tôda a extensão. A antena é bipectinada sendo as apófises subiguais em quase tôda a extensão da fuste. Pescoço com um colar de escamas brancas, nem sempre aparentes na porção dorsal. Patágias brancas, margeadas de carmim e com mancha central negra. Tégulas carmim sendo a margem anterior branca. Face dorsal do tórax carmim com um par de manchas pretas situadas simetricamente de cada lado da parte central da linha mediana.

Pernas anteriores com coxas carmim. Fêmur vermelho amarelado tendo a base e o ápice negros. Tíbia vermelho amarelado tendo no ápice escamas brancas seguidas de pequeno anel preto; tarsos com escamas brancas na extremidade basal; a metade proximal é pardo escuro e a distal amarelo ocre, exceto o último segmento que é inteiramente pardo escuro. Epífise com a metade do comprimento da tíbia.

Pernas medianas com os desenhos das anteriores e um par de espinhos na extremidade distal. Pernas posteriores como as anteriores, tendo, porém, um par de espinhos apical e outro sub-apical nas tíbias.

Asas anteriores alongadas, sub-triangulares tendo a face superior branca com desenhos pardo escuro e vermelho dispostos de modo característico. A

[1] Recebido para publicação a 20 de setembro de 1954.

costa na metade basal é pardo escuro salpicada de escamas vermelhas e amarelas na metade distal. Junto à base da asa uma série de linhas longitudinais delgadas em número de 8 e que ocupam o ¼ basal da célula. Estas linhas são de diante para trás: branca, preta com escamas vermelhas, parda e vermelha, parda com início e terminação brancas. Mancha amarelada e esbatida no início da margem posterior.

Duas linhas transversais mais ou menos irregulares de coloração escura e com um número variável de escamas vermelhas. Destas linhas a mais basal tem início na margem posterior e termina cêrca do meio da asa e a segunda vai da margem posterior à margem anterior. Ao nível do meio da célula existem 3 manchas de contôrno irregular de côr pardo-escura com escamas vermelhas e dispostas em triângulo, sendo uma junto à margem anterior da asa e as outras duas junto a margem posterior. No 1/3 distal da asa existe uma faixa vermelha entre a costa e as radiais mais anteriores até R^3. Ao longo das nervuras R^4 até Cub^1 pontos arredondados de escamas escuras e com algumas escamas vermelhas. Manchas pardas nas extremidades das nervuras desde R^4 até Cub^1 sendo que estas manchas confluem na base, nas nervuras R^4 até M^1 . Pontos escuros entre as nervuras Cub^1 e M^3 e entre M^3 e M^2 e entre M^2 e R^5. Estes pontos, em número de 2 a 4, são dispostos de modo variável em um mesmo exemplar, de um lado para o outro. A face inferior, como a superior, porém com muito menos vermelho.

Asas posteriores hialinas com a base amarelada nas duas faces.

Nervulação — Asa anterior: R^1 tendo origem na célula; R^2 e R^3 depois da célula e terminando antes do ápice da asa; R^4 terminando no ápice; R^5 tendo origem depois de R^3 e terminando depois do ápice da asa; M^1 tendo origem no ângulo anterior da célula; M^2, M^3 e Cub^1 tendo origens próximas no ângulo posterior da célula; Cub^2 no têrço distal; A^1 terminando no tornus; disco-celular oblíqua e formando um ângulo perto do tronco rádio cubital.

Asa posterior: Sc tendo origem perto do ângulo anterior da célula e não atingindo a margem da asa; R^1 e R^2 com pedúnculo tendo origem no ângulo anterior da célula; M^1 no ângulo posterior; Cub^1 tendo origem perto do ângulo; Cub^2 no meio da célula; A^1 terminando adiante do tornus; A^2 mais ou menos paralela à margem interna da asa; disco-celular formando ângulo obtuso. Frênulo relativamente longo.

Abdômen carmim na face dorsal e com 5 manchas negras medianas situadas na metade distal. Face ventral branca com as extremidades anterior e posterior carmim e 3 séries longitudinais de 7 manchas negras, que nos 3 últimos segmentos distais se alongam para formar faixa transversal.

Genitália masculina: 10.° tergito fortemente esclerosado, dirigido ventralmente e de seção subtriangular. Termina por uma ponta mediana e duas laterais. Na base é expandido lateralmente. 10.° esternito não individualisado.

9.º tergito fortemente esclerosado e de contorno distal rugoso. 9.º esternito forte, simples, em arco. *Valvae* fortes, levemente arqueadas para o eixo do corpo e terminando distalmente por um setor alongado e estreito com uma chanfradura profunda que a divide em dois processos digitais semelhantes. As *valvae* apresentam na margem ventral, perto da extremidade proximal entalhes formando saliências irregulares e na face externa, no ponto onde se estreita para formar o segmento terminal, uma pequena saliência em forma de verruga e providas de pêlos. Esta saliência só é bem aparente em determinados ângulos de observação. *Juxta* pouco esclerosada e formando ventralmente uma calha. Falosoma subretilíneo até o ponto onde penetra o canal ejaculador, formando



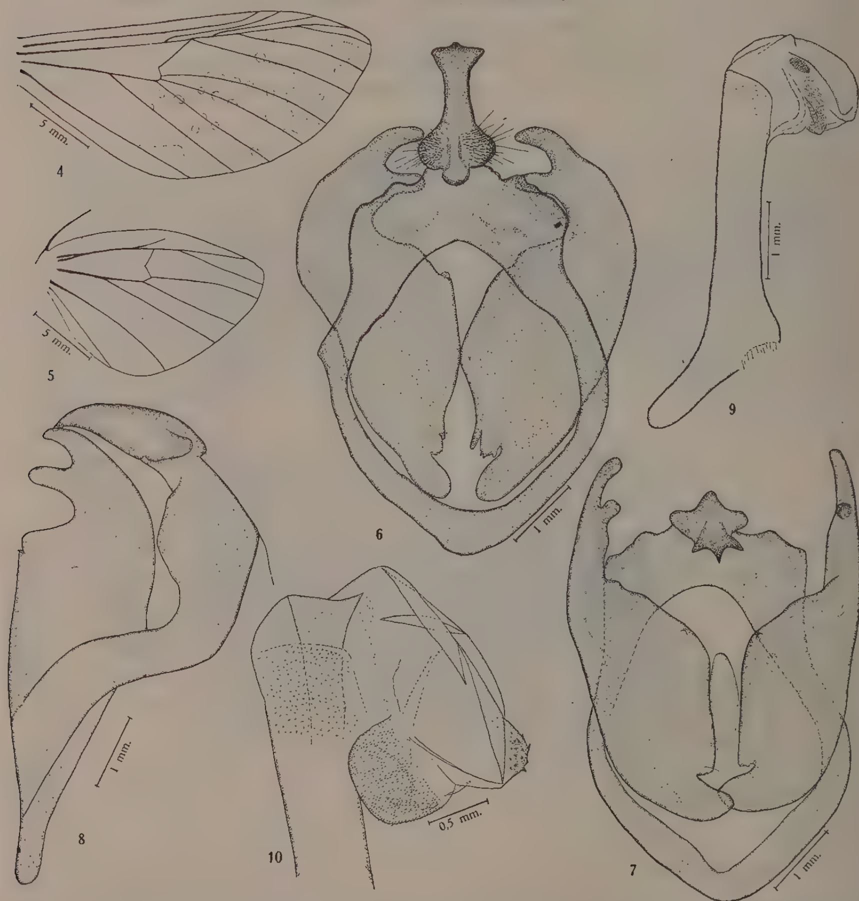
Rhipha gagarini sp.n., total — Fig. 1 — Holótipo 6.740, vista dorsal; fig. 2 — idem, vista ventral; fig. 3 — alótipo fêmea, vista dorsal.

o segmento proximal um longo e fundo saco, oblíquo ao eixo longitudinal. A extremidade distal apresenta pequenos núcleos esclerosados semelhantes a bases de espinhos. *Vesica* ampla com uma saliência semiglobular espinhosa e uma placa esclerosada mamilar e com cêrca de 15 acúleos.

As fêmeas como os machos, porém bem maiores. Os palpos têm a base do 1.º segmento preta; o 2.º segmento com as manchas pretas como nos machos, porém as da face externa se prolongam em uma estria negra até o ápice do segmento. Antenas como nos machos, porém as apófises são bem menores, dando aspecto serrilhado. Patágias carmim com mancha central negra margeada

de escamas pretas. Face dorsal do tórax como nos machos, porém as manchas negras são margeadas de escamas brancas.

Asas anteriores com desenhos semelhantes aos dos machos, porém as 3 manchas medianas se estendem e confluem formando uma grande mancha pardo avermelhada que ocupa grande extensão da asa. As manchas das extremidades das nervuras confluem na parte interna formando uma larga faixa



Rhipha gagarini sp.n., macho — Fig. 4 — Nervulação da asa anterior; fig. 5 — nervulação da asa posterior; fig. 6 — genitália, vista dorsal; fig. 7 — genitália, vista ventral; fig. 8 — genitália, vista lateral; fig. 9 — falosoma; fig. 10 — *vesica* (Figs. 4 a 9 do exemplar n.º 6.742, fig. 10 do exemplar n.º 6.740).

pardo avermelhada submarginal. Asas posteriores uniformemente vermelho amarelado nas duas faces, tendo na margem da face dorsal uma pequena mancha parda no ponto onde termina a R^1 e na ventral 3 pontos correspondendo à terminação das 3 nervuras mais anteriores.

Abdômen dorsalmente como nos machos, ventralmente vermelho amarelado e com as 3 séries longitudinais de pontos pretos e os estígmas cercados de escamas brancas.

Dimensões das asas — Machos: anteriores 26 mm por 12,5 mm; relação: 1:2,8; posteriores 16 mm por 10,5 mm; relação 1:1,51. Fêmeas: asas anteriores: 32 mm por 14 mm; relação 1:1,28; asas posteriores: 20 mm por 15 mm; relação 1:1,33.

Examinamos o seguinte material — Da coleção do Instituto Oswaldo Cruz: 6.740 ♂, holótipo, Campos do Jordão (Umuarama, 1.750 m), S. Paulo, Gagarin col. 12-12-946; 6.741 ♂, parátipo, Campos do Jordão (Umuarama, 1.750 m), S. Paulo, Gagarin col. 3-12-950; 6.742 ♂, parátipo, Campos do Jordão (Umuarama, 1.750 m), S. Paulo, Travassos, col. 1937.

Da coleção Paulo Gagarin: s/n parátipos, 2 machos, Campos do Jordão (Umuarama, 1.750 m), S. Paulo, Gagarin col. 22-1-937 e 10-12-949; s/n, alótipo ♀, Campos do Jordão (Umuarama, 1.750 m), S. Paulo, Gagarin col. 6-12-937.

Do Museu Nacional — Coleção Arp.:

Da coleção H.R. Pearson: n. 670, Campos do Jordão (Umuarama, 1.750 m), S. Paulo, Gagarin col.

Distribuição geográfica — Campos do Jordão (Umuarama, 780 m), S. Paulo.

Tipos e parátipos nas coleções do Instituto Oswaldo Cruz, coleção Paulo Gagarin e Museu Nacional, Rio de Janeiro.

Esta espécie se aproxima bastante do grupo de *Rhipha flammans* (Hampson, 1901) (= *Automolis flammans*). Examinamos a genitália de *Rhipha subflammans* (Rothschild, 1909), a qual se aproxima extremamente da desta espécie, distinguindo-se principalmente por apresentar a saliência da face externa da *valva* muito mais desenvolvida e quase transformada em uma lingueta membranosa e a *vesica* apresénta duas placas esclerosadas e espinhosas.

Este grupo de espécies, não obstante se aproximar pela genitália, do tipo do gênero *Rhipha* Walker, 1854, parece constituir uma passagem para o gênero *Cresera* Schauss, 1894, pela presença de um esbôço de lingüeta membranosa na face externa das *valvae*.

O nome da espécie é dado em homenagem ao Senhor Paulo Gagarin que nos deu dois exemplares, emprestou-nos outros dois exemplares masculinos e o único exemplar feminino até agora capturado.

Rev. Brasil. Biol., 15 (1) : 103-110
Abril, 1955 — Rio de Janeiro, D. F.

ESPÉCIES BOLIVIANAS DOS GÊNEROS "ZELURUS" HAHN E "OPISTHACIDIUS" BERG (Reduviidae, Hemiptera) [1]

HERMAN LENT
Instituto Oswaldo Cruz,
Rio de Janeiro, Brasil

e

PETR WYGODZINSKY
Instituto Miguel Lillo,
Tucumán, Argentina

(Com 12 figuras no texto)

Não são pouco numerosos os insetos dêsses gêneros assinalados no território da Bolívia, pois até agora a literatura refere 17 espécies diferentes.

Costa Lima (1940) relaciona para êsse país 7 espécies de *Zelurus*, a saber: *Zelurus albispinus* (Erichson, 1848); *Z. festivus* (Stal, 1859) (= *rapax* Breddin); *Z. fulvomaculatus* (Berg, 1879); *Z. juradoi* (C. Lima, 1940); *Z. miltosoma* (Blanchard, 1843); *Z. mordax* (Breddin, 1903); e *Z. sagax* (Breddin, 1903).

Esqueceu êsse autor de se referir a *Opisthacidius pertinax* (Breddin, 1903) originalmente descrito da Bolívia.

Posteriormente, tivemos oportunidade de, em diferentes trabalhos, determinar, em material boliviano, as seguintes espécies, 3 das quais novas para a ciência (Lent & Wygodzinsky, 1946; 1947a; 1947b; 1947c; 1951a; 1951b; 1954): *Zelurus circumcintus* (Hahn, 1835); *Z. lugubris* (C. Lima, 1940); *Z. manni* Lent & Wygod., 1947; *Z. martinsi* (C. Lima, 1940); *Z. ochrinotatus* (C. Lima 1940); *Z. pintoi* (C. Lima, 1940); *Z. salyavatoides* Lent & Wygod., 1947; *Z. transnominalis* Lent & Wygod., 1947; *Z. truculentus* (Stal, 1860); e *Z. yungamanta* Lent & Wygod., 1954.

No presente artigo acrescentamos à lista das espécies bolivianas uma outra anteriormente referida para a Colômbia, e descrevemos 3 novas espécies.

Zelurus bipustulatus (Walker, 1873)

(Figs. 1, 5 e 6)

Spiniger bipustulatus Walker 1873, pp. 153, 163
Spiniger bipustulatus Distant, 1902, p. 194
Spiniger (Spiniger) bipustulatus C. Lima, 1940, pp. 23, 87

[1] Recebido para publicação a 24 de novembro de 1954.

Descrição original:

"Mas. Ater, fere linearis; caput prothoracis lobo antico duplo longius; prothoracis "lobus anticus sulcatus, lobo postico multo brevior, spinis duabus discalibus erec- "tis, angulis anticis acutis prominulis; lobi postici anguli spiniformes, oblique as- "cendentes; scutellum rufum, spina ascendente armatum, venter luteus, carinatus, "apice niger, corium macula apicali transversa lutea. Male. Deep black, dull, "nearly linear, shiping beneath. Head fusiform, about twice as long as the for "lobe of the prothorax; ante-ocular part a little shorter than the post-ocular "First joint of the antennae a little longer than the ante-ocular head. Fore lobe "of the prothorax furrowed, much shorter than the hind lobe, with prominent "acute fore angles and with two erect spines on the disk. Hind angles of the "hind lobe prolonged into obliquely ascending spines. Scutellum red, with an "ascending spine. Abdomen beneath luteous, keeled, black at the tip. Legs "hind lobe prolonged into obliquely ascending spines. Scutellum red, with an "transverse luteous spot near the tip. Length of the body 6 1/2 lines. — a. "Columbia. From Mr. Turner's collection."

Em carta de 9-VII-1951, CHINA nos informou que o único tipo desta espécie de WALKER já havia sido considerado como faltando por DISTANT, em 1900, e que não existe outro exemplar na coleção do British Museum.

Material examinado — Macho, Bolivien, Coll. Signoret | bimaculatus det. Signoret (no museu de Viena).

O exemplar mede 14 mm de comprimento, 3 mm de largura ao nível dos ângulos posteriores do pronoto e 4 mm ao nível do abdômen. Os espinhos discais do pronoto são os mais longos, lutescentes nos 2/3 basais e com ápice negro. Não existem espinhos laterais. Os fêmures anteriores possuem, na face inferior, uma fileira com 5 a 6 espinhos medianamente desenvolvidos. A fóssula esponjosa das tíbias anteriores é pequena, tem cêrca de 1/6 a 1/5 do comprimento total do segmento.

Zelurus peñai sp.n.

(Figs. 2, 7 e 8)

Comprimento (até o ápice dos hemiélitros) — machos 20 a 21 mm, fêmeas 21 a 22,5 mm. Largura máxima do pronoto (sem os espinhos humerais) — machos 4 a 4,5 mm, fêmeas 4,5 mm. Largura máxima do abdômen — machos 4,7 a 5 mm, fêmeas 5 a 6 mm.

De côr castanho-escura a negra: cabeça, rostro, lóbulo anterior do pronoto e propleura; de côr castanho-escura a pardacenta: lóbulo posterior do pronoto, escutelo, partes laterais e ventral do tórax, hemi-élitros e abdômen. Tubérculos anteníferos com manchinha amarela; antenas pardacentas, metade basal do 1.º artículo, um estreito anel basal e a metade apical do 2.º artículo, com exceção de um anel distal negro, de côr amarela. Espinhos do pronoto e do escutelo amarelos. Patas amarelas, a coxa castanha escura, os fêmures com um largo anel submediano e um menor apical de côr castanho-escura, as tíbias com um

estreito anel basal e outro apical escuros; a tíbia anterior com sua metade apical castanha clara; 1.º artículo tarsal e ápice do último, escuros. Nervuras dos hemi--élitros de côr castanha clara, embora não incluidas em faixas claras. Superfície do corpo opaca; cabeça e pronoto com pilosidade curta e dourada muito conspícua.

Cabeça conforme figs. 7 e 8. Distância interocular dorsal menor que a largura de um ôlho, neste aspecto; de perfil, os olhos ultrapassam a face ventral e a dorsal da cabeça. *Jugae* e *genae* arredondadas apicalmente, não salientes. Comprimento do 1.º artículo das antenas 2 mm. Relação dos artículos antenais: — 1 : 2,8 : 1,5 : 1,2.



Fig. 1 — *Zelurus bipustulatus* (Walker, 1873), macho; fig. 2 — *Zelurus peñai* sp.n., fêmea alótipo.

Pronoto conforme fig..7, o lóbulo anterior algo convexo e o posterior quase plano. Ângulos ântero-laterais do colarinho pouco salientes, fortes. Processos discais do lóbulo anterior em forma de espinhos alongados, erectos; os laterais curtos, fortes, tuberculiformes. Processos humerais delicados, aguçados, porém mais curtos que os discais anteriores. Superfície do lóbulo posterior sem rugas distintas.

Processos prosternais muito pouco salientes. Espinho apical do escutelo delicado, tão longo quanto os processos discais do lóbulo anterior do pronoto, inclinado para trás.

Fêmures e tíbias lisos ventralmente, embora com grande número de pêlos curtos e finos. Fóssula esponjosa atingindo 2/5 do comprimento total da tíbia anterior. Pêlos longos em todos os artículos das patas.

Hemi-élitros ultrapassando o ápice do abdômen por 3 mm nos 2 sexos.

Abdômen ventralmente com cerdas longas bastante numerosas. Carena longitudinal mediana prolongada até o 6.º segmento nos machos e até o 3.º nas fêmeas. Conexivo sem espinhos.

Material examinado — Macho, holótipo, Bolívia, Cristalmayo, Peña col. 30-XI-1949 (na col. Sociedad Claudio Gay, Santiago de Chile); fêmea alótipo, Bolívia, Yungas del Palmar (2000 m), Zischka col. (no I.O.C., Hem. N.º 1294); macho, parátipo, Bolívia, Chaco (no I.O.C., Hem. N.º 1295); fêmea, parátipo, Bolívia, Jacinta (no Naturhistoriska Riksmuseum, Stockholm).

Zelurus peñai sp.n., que dedicamos a seu colecionador, se parece com as espécies do grupo *brunneus-tibialis,* das quais se distingue fàcilmente pelas suas patas aneladas.

Zelurus montivagus sp.n.

(Figs. 3, 9 e 10)

Comprimento total (até o ápice dos hemiélitros) 15 mm no macho e 16,5 a 17 mm nas fêmeas. Largura máxima (ao nível do pronoto) 3,5 mm no macho e 3,5 a 3,8 mm nas fêmeas; (ao nível do abdômen) 4 mm no macho e 4 a 5 mm nas fêmeas.

Colorido geral do corpo amarelo-alaranjado. Cabeça e tórax castanho; a cabeça na face dorsal, o tórax no esterno, nas pleuras, no pronoto e no escutelo, êste sòmente com o processo apical mais claro e aquêle com o 1/3 externo do lóbulo posterior também mais claro. Os hemi-élitros são castanhos na membrana, no clavo e em parte do cório, pois, neste, com exceção do ápice, 2/3 da parte externa são constituidos por grande mancha amarelo-alaranjada alongada, às vêzes um pouco escura em sua parte central.

Cabeça conforme figs. 9 e 10, com cerdas esparsas mais abundantes na região ante-ocular. Distância inter-ocular dorsal pouco maior do que a largura de um ôlho neste aspecto nos 2 sexos; de perfil, os olhos estão levemente afastados das duas faces da cabeça no macho, apenas atingindo essas faces nas fêmeas.

Jugae salientes, com ápice subagudo. *Genae* não salientes, de ponta arredondada. Rostro conforme fig. 10. 1.º artículo antenal com 1,5 mm. Relação entre os artículos das antenas — 1 : 2,7 : 2,5 : 2,3.

Pronoto conforme fig. 9. Lóbulo anterior convexo, brilhante, com longos pêlos esparsos; espinhos discais de tamanho médio, curvos, menores do que o processo escutelar e apenas pouco mais robustos do que os processos humerais;

os processos laterais são apenas esboçados, quase imperceptíveis. Ângulos ântero-laterais apenas salientes, rombos e laterais. Lóbulo posterior pouco rugoso, as rugas mais visíveis na parte central do que nas laterais e posterior, com sulco longitudinal mediano e 1+1 sulcos laterais pouco esboçados, a partir dos quais, e para fora, o colorido é mais claro. Ângulos póstero-laterais ou humerais com processos curtos e acuminados. Processos do prosterno pouco salientes. Processo apical do escutelo bastante longo, mais do que o próprio corpo do escutelo, levantado e de ponta fina. Todo o tórax com pêlos longos e erectos.



Fig. 3 — *Zelurus montivagus* sp.n., macho holótipo; fig. 4 — *Zelurus persimilis* sp.n., fêmea holótipo.

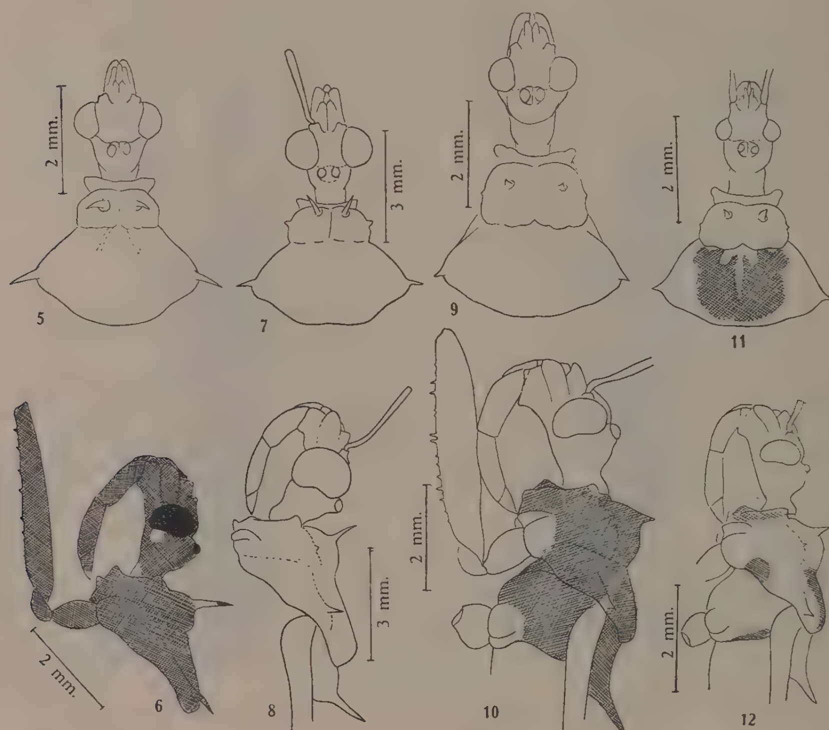
Patas com abundantes pêlos longos e finos. Fêmures I e II em todo o seu comprimento com duas fileiras de processos dentiformes de tamanho diferente. Tíbias I e II também com processos dentiformes, de aspecto uniforme. Fóssula esponjosa com 1/4 a 1/3 do comprimento total das tíbias anteriores.

Hemi-élitros ultrapassando o ápice do abdômen de 1 mm no macho e apenas ultrapassando-o na fêmea.

Abdômen sem dentículos nos urômeros, com pêlos longos na face ventral. Carena longitudinal mediana até o 6.º segmento inclusive no macho e em tôda a extensão nas fêmeas.

Material examinado — Macho holótipo, Bolívia, Cochabamba (alt. 2570 m), Hermano Julio col. (no U.S. National Museum); 2 fêmeas, alótipo e parátipo, Bolívia, Cochabamba (2000 m), Zischka col. (no I.O.C., Hem. N.º 1296 e 1297).

A espécie é do grupo *fulvomaculatus*, próxima de *Z. abalosi* Lent & Wygod., 1951, diferindo pela distância inter-ocular e tamanho dos olhos, pelo desenvolvimento grande do processo apical do escutelo em relação aos processos do pronoto e ausência de dentículo abdominal, além da distribuição cromática nos hemi-élitros.



Zelurus bipustulatus (Walker, 1873) — Fig. 5: Cabeça e pronoto, vista dorsal; fig. 6: cabeça, protórax e pata I, de perfil. *Zelurus peñai* sp.n. — Fig. 7: Cabeça e pronoto, vista dorsal; fig. 8: cabeça e tórax, de perfil. *Zelurus montivagus* sp.n. — Fig. 9: Cabeça e pronoto, vista dorsal; fig. 10: cabeça, tórax e pata I, de perfil. *Zelurus persimilis* sp.n. — Fig. 11: Cabeça e pronoto, vista dorsal; fig. 12: cabeça e tórax, de perfil.

Zelurus persimilis sp.n.

(Figs. 4, 11 e 12)

♀ — Comprimento total 12,5 mm. Largura máxima (ao nível dos ângulos posteriores do pronoto) 3 mm; (ao nível do abdômen) 3,8 mm.

Corpo de colorido geral amarelo-alaranjado, manchado de castanho escuro ou píceo: no 2.º artículo antenal; em quase tôda a parte central do lóbulo posterior do pronoto, mancha essa de forma quadrangular; no clavo e na membrana, no ápice e no centro do cório onde a base e uma faixa transversal mediana se destacam pelo colorido amarelo; nas pleuras, em regiões muito circunscritas, exatamente na parte mais dianteira da propleura e na mais posterior dêsse mesmo segmento e na metapleura acima das acetabula correspondentes. O 7.º segmento na totalidade e o 6.º só lateralmente, são escurecidos.

Cabeça conforme figs. 11 e 12. Distância inter-ocular dorsal com um pouco menos do dôbro da largura de um ôlho, neste aspecto; de perfil, os olhos estão afastados da face ventral da cabeça e apenas atingem a face dorsal. *Genae* grandes e de ponta arredondada. *Jugae* salientes, de ápice arredondado. 1.º artículo antenal com 1 mm de comprimento e 2.º com 3 mm; os demais faltam.

Pronoto conforme fig. 11. O lóbulo anterior é convexo e liso e o posterior é rugoso e quase plano. Ângulos ântero-laterais de colarinho bem pronunciados e de ponta romba, dirigidos para os lados. Processos discais do lóbulo anterior erectos, fortes, de tamanho médio, menores do que o processo apical do escutelo, porém maiores do que os dos ângulos póstero-laterais do pronoto; processos laterais pequenos, de ponta romba. Processos humerais curtos, acuminados, apenas um pequeno prolongamento dos ângulos póstero-laterais. Processo apical do escutelo longo, agudo, levemente levantado, o maior de todos os processos do tórax, tão longo quanto o disco do escutelo. Processos prosternais pouco salientes.

Patas delgadas, as posteriores mais longas. Fêmures das patas anteriores e médias com uma dupla fileira de espinhos de tamanho variável, alguns dos quais bem conspícuos, em tôda a extensão da face inferior ou ventral. Tíbias das mesmas patas também com espinhos relativamente fortes em sua face inferior e com fóssula esponjosa muito curta, apenas com o comprimento igual ao do diâmetro do próprio segmento. As patas são revestidas de pêlos longos e finos.

Hemi-élitros não atingindo o ápice do abdômen, apenas ultrapassando o meio do 7.º tergito. Cório com pêlos longos.

Abdômen pouco piloso na face ventral. Carena longitudinal mediana estendendo-se do 2.º ao 4.º segmento. Conexivo bem visível e com pequeno dentículo no 1.º urômero aparente.

Material examinado — Fêmea holótipo, Bolívia, San Antonio, O. Garlepp. (no Museu de Stockholm).

A espécie se aproxima, de certo modo, de algumas espécies do grupo *fulvomaculatus*: *Z. delpontei* Lent & Wygod., 1951 e *Z. abalosi* Lent & Wygod., 1951, mas seus caracteres a isolam bastante de qualquer delas.

BIBLIOGRAFIA

Costa Lima, A.M., 1940, Sobre as espécies de *Spiniger* (Hemiptera: Reduviidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz,* 35(1): 1-123, figs. 1-17, ests. 1-10, figs. 1-71.

DISTANT, W.L., 1902, Rhynchotal notes. — XIV. Heteroptera: Families Hydrometridae, Henicocephalidae, and Reduviidae (aprt.). *Ann. Mag. Nat. Hist., London,* (7) 10 : 173-194.

LENT, H. & WYGODZINSKY, P., 1946, Contribuição ao conhecimento do gênero *Zelurus* Hahn (*Spiniger* auct.) (Reduviidae, Hemiptera). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz,* 43 (2) : 205-269, figs. 1-93 [1945].

LENT, H. & WYGODZINSKY, P., 1947a, Sôbre algumas espécies de *Zelurus* Hahn (Reduviidae, Hemiptera). *Rev. Brasil. Biol.,* 7 (1) : 25-55, figs. 1-42.

LENT, H. & WYGODZINSKY, P., 1947b, Notes on some assassin bugs of the genus *Zelurus* from the United States National Museum. *Proc. U. S. Nat. Mus.,* 97 (3217) : 343-349, pls. 4-7, figs. 1-28.

LENT, H. & WYGODZINSKY, P., 1947c, Contribuição ao conhecimento dos *Reduviinae* americanos (Reduviidae, Hemiptera). *Rev. Brasil. Biol.,* 7 (3) : 341-368, figs. 1-88.

LENT, H. & WYGODZINSKY, P., 1951a, Estudos sôbre o gênero *Zelurus* Hahn (Reduviidae, Hemiptera). *Rev. Brasil. Biol.,* 11 (1) : 1-28, figs. 1-43.

LENT, H. & WYGODZINSKY, P., 1951b, Contribuição ao conhecimento de *Zelurus fulvomaculatus* (Berg, 1879) e sete outras espécies afins (Reduviidae, Hemiptera). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz,* 49 : 575-594, figs. 1-20.

LENT, H. & WYGODZINSKY, P., 1954, Contribuição ao conhecimento das espécies de *Zelurus* Hahn do grupo *femoralis* (Reduviidae, Hemiptera). *Rev. Brasil. Biol.,* 14 (4) : 407-442, figs. 1-46.

WALKER, F., 1873, Catalogue of the specimens of Hemiptera Heteroptera in the collection of the British Museum, Part 7 : 213 pp., London.

Rev. Brasil. Biol., 15 (1): 111-116
Abril, 1955 — Rio de Janeiro, D. F.

NEOTROPICAL MIRIDAE, LXXV: Four new species of Hyaliodini in the collection of the U. S. National Museum (Hemiptera)[1]

JOSÉ C. M. CARVALHO
Museu Nacional, Rio de Janeiro, Brasil

(With 8 text-figures)

This paper is another of a series on new species of *Miridae* in the U.S. National Museum. Included here are descriptions of four new species of Hyaliodini. The author is indebted to Dr. R. I. SAILER for the use of laboratory facilities.

Antias Distant, 1893

Biol. Cent. Amer. Rhynch. Het. I: 297; type species: *Antias subaeratus* Distant, 1893, l. c.

Antias minuscula sp.n.
(Figs. 1 and 5)

Male: Length 2,8 mm, width 1,3 mm. *Head*: length 0,1 mm, width 0,6 mm, vertex 0,17 mm. *Antennae*: segment I, length 0,3 mm; II, 1,0 mm; III, 0,2 mm; IV, 0,2 mm. *Pronotum*: length 0,5 mm, width at base 1,0 mm. *Rostrum*: length 0,8 mm.

Color: Sordid yellow to translucent with castaneous marks; head infuscate longitudinally at middle; eyes reddish; collar and cali with three and pronotum with four longitudinal fasciae, castaneous (lateral margins also castaneous); scutellum castaneous with three basal sordid yellow fasciae, the apex whitish; clavus with apex and two oblique basal fasciae, castaneous; corium with a median transverse band (reddish on embolium) reaching outer margin of embolium and internally the clavus then following commissure (except for a median translucent area joining the outer apical portion of corium with same color), castaneous, base of cuneus reddish to castaneous; membrane hyaline,

[1] Received for publication September 4, 1954.
John Simon Memorial Guggenheim Fellow 1954. Additional assistance was granted by the Conselho Nacional de Pesquisas, Rio de Janeiro, Brasil.

castaneous at extreme base; underside castaneous, mesopleura sordid yellow, legs, rostrum and ostiolar peritreme whitish; extreme apex of second antennal segment fuscous.

The color of upper surface varies, being however almost constant on scutellum, base of cuneus and the median spot on embolium.

Species of small size, eyes large, embolium very wide, laminate, embolio corial and clavo corial sutures with a row of punctures, membrane pilose, rostrum reaching the posterior coxae.

Genitalia: Pygophores as seen in sketch (fig. 5), the left clasper somewhat falciform, right clasper very small.

Female: Similar to male in dimensions, the portion of corium outside cubital vein flattened as embolium, which is narrowed and curved outwards in level with this portion.

Holotype: Male, Arecibo, P.R., 3.26.34. S. Juan No. 5269 (on grapefruit) in the collection of the U. S. National Museum, No. 61973. *Allotype*: Female, same data as holotype. *Paratypes*: 17 males and 10 females: Pueblo Viejo, P.R. 2.26.34. S. Juan No. 5232 (6); San German, P.R. Aug. 27, 1935, H.L. Dozier col. (1); Mayaguez, P.R. Sept. 16, 35, H.L. Dozier col. (4); Bayamo, P.R. April, 29, 1934, S. Juan 5.461 (grass sweep) (4); Aguada, S. Juan No. 10192, VI.26.50 (grapefruit) (2); Dorado, P.R. Dec. 15, 1933, Mills Anderson (grapefruit) (1), in the collections of the U.S. National Museum and of the author.

This species differs from the others species of the genus in its color, in the very small size and in the structure of the male genitalia.

Florus Distant, 1884

Biol. Cent. Amer. Rhynch. Het. I : 301; type species: *Florus insolitus* Distant, 1884 l. c., Panama.

Florus vittifrons sp.n.

(Figs. 2 and 6)

Male: Length 2,8 mm, width 1,5 mm. Head: length 0,1 mm, width 0,6 mm, vertex 0,30 mm. *Antennae*: segment I, length 0,1 mm; II, 0,7 mm; III, 0,2 mm; IV, 0,2 mm. *Pronotum*: length 0,6 mm, width at base 1,2 mm. *Rostrum*: length 0,6 mm.

Color: Whitish with dark brown marks; eyes castaneous to reddish, fascia on clypeus, two fasciae on frons converging towards the vertex, transversal fascia on posterior margin of the latter (with two castaneous to reddish areas in front of it), median central and anterior spot on collar, pronotum (except testaceous calli, whitish median longitudinal vitta and posterior margin), scutellum (except white apical spot), clavus (except extreme base and median whitish area), extreme base of corium, a central spot on its middle touching

apex of cubital vein and reaching 2/3 of internal portion of embolium, another spot at apical inner angle (not touching commissure), extreme apex of embolium and a central spot on inner margin of cuneus, dark brown; remaining parts of hemielytra whitish, membrane fuscous; legs whitish, mesosternum and mesopleura brown, abdomen and coxae sordid yellow with a light fuscous tinge; ostiolar peritreme and hind coxae whitish; buccula brown; antennae pale, the apex of second segment brown.



Fig. 1 — *Antias minuscula* sp.n., female; fig. 2 — *Florus vittifrons* sp.n., male.

Head much wider than long, strongly inclined, the pronotum noticeably convex, posterior margin broadly rounded with a slight median emargination; embolium very wide, laminate and reflexed, widest on basal third, cuneus as long as wide at base, membrane minutely pilose when seen with proper light; rostrum reaching the posterior coxae.

Genitalia: Pygophore (fig. 6) as seen in sketch, the left clasper falciform, right clasper very small.

Female: Similar to male in color and dimensions.

Holotype: Male, Barro Colorado Is., Canal Zone, VII.8.42, Jaszetek col., in the collection of the U.S. National Museum, No. 61972. *Allotype*: Female. *Paratype*: Female, same data as holotype, in the collection of the USNM and of the author.

This species differs from *Florus insolitus* Distant and other species of the genus in the color of frons (converging vittae), in the color of body, in the small size and in the structure of the male genitalia.

Hyaliodes Reuter, 1876

Ofv. F. Vet. Soc. Forh., 32 (9) : 83; type species: *Capsus vitripennis* Say, 1832 Heter. N. Harm., p. 24; *Neocarnus* Distant, 1884, Biol. Cent. Amer. Rhynch. Het. I : 289.

Hyaliodes inca sp.n.
(Figs. 3 and 7)

Male: Length 4,2 mm, width 1,3 mm. *Head*: length 0,3 mm, width 0,6 mm, vertex 0,30 mm. *Antennae*: segment I, length 0,7 mm; II, 1,3 mm; III and IV, broken. *Pronotum*: length 0,8 mm, width at base 1,1 mm. *Rostrum*: length 1,0 mm. *Anal tube*: length 0,2 mm.

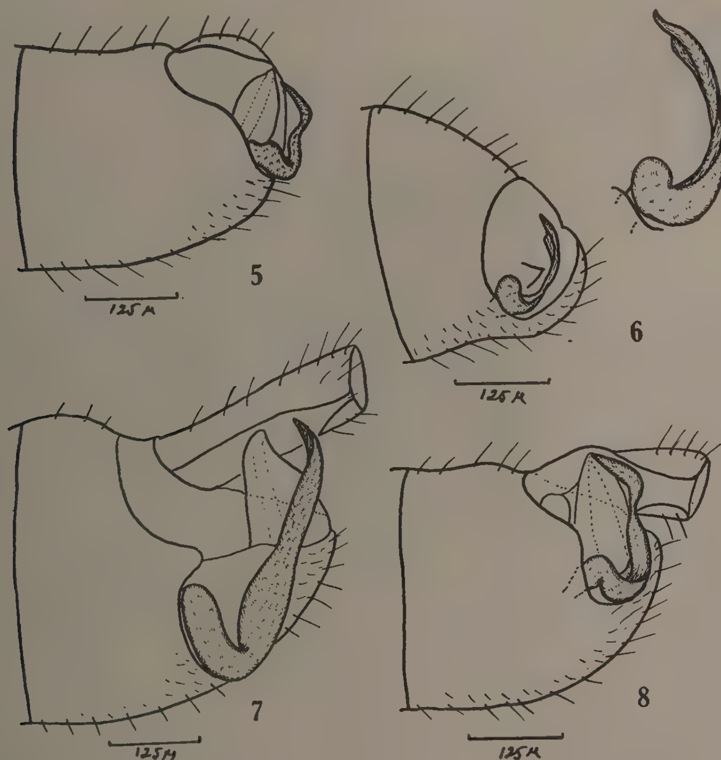


Fig. 3 — *Hyaliodes inca* sp.n., female; fig. 4 — *Hyaliodes azteca* sp.n., female.

Color: Anterior portion of body sordid yellow with black marks, the hemielytra translucent; head with a wider brown transverse fascia between the eyes and a narrower one on occiput touching neck, frons and space behind eyes with traces of reddish; eyes brown; first segment of antenna pale with a longitudinal dark vitta, second segment black; collar, small median pronotal carina and apex of scutellum, milky white; spots over the calli, posterior margin of disc, mesoscutum at middle, basal portion of scutellum, clavus (except median ocellate hyaline area not reaching scutello claval commissure), corial commissure, corio cuneal suture, veins of membrane, extreme outer

margins of corium and extreme outer and inner margins of cuneus, black to fuscous; hemielytra glassy; legs sordid yellow, the femora with traces of red on apical upper surface; pygophore brown.

Species with elongate body, antennae long, calli confluent at middle with two deep punctures between them, median carina of pronotum small.



Left lateral view of pygophore — Fig. 5 — *Antias minuscula* sp.n.; fig. 6 — *Florus vittifrons* sp.n.; fig. 7 — *Hyaliodes inca* sp.n.; fig. 8 — *Hyaliodes azteca* sp.n.

Genitalia: Pygophore (fig. 7) as seen in sketch, the left clasper strongly curved near base, thickened at middle and laminate apically. Right clasper very small.

Female: Similar to male in dimensions; pronotum without the black or brown marks; mesoscutum sordid yellow; clavus brown at base internally and at the apex externally; the narrower fascia of occiput obsolete. Anal tube 0,2 mm long.

Holotype: Male, Tingo Maria, Peru, IX.15.44, E. J. Hambleton col. (on tomatoe), in the collection of the U. S. National Museum, No. 61971. *Allotype*: Female. *Paratype*: Female, same data as holotype, in the collection of the USNM and of the author.

This species resembles *Hyaliodes peruana* Carvalho, but differs in the color of vertex, in the much smaller carina of pronotum and in the much shorter anal tube, as well as in the structure of the male genitalia.

Hyaliodes azteca sp.n.
(Figs. 4 and 8)

Characterized by the color of pronotum, mesoscutum and scutellum and by the structure of the male genitalia.

Male: Length 4,0 mm, width 1,4 mm. *Head*: length 0,3 mm, width 0,6 mm, vertex 0,30 mm. *Antennae*: segment I, length 0,4 mm; II, 0,9 mm; III, 0,4 mm; IV, 0,2 mm. *Pronotum*: length 0,8 mm, width at base 1,1 mm. *Rostrum*: length 0,8 mm.

Color: Pale translucent with dark and whitish areas; eyes dark brown; antennae pale, the first and second segments in some specimens darkened towards the apex (in others this color is reddish to castaneous); head and calli, sordid yellow; collar, median longitudinal carina of pronotum, lateral rugosity behind callus, extreme posterior margin of disc and scutellum, milky white; pronotum with a whitish tinge between punctures and two black brown to black spots (one over the disc posteriorly and another laterally behind rugosity of callus); mesoscutum black at middle, scutellum milky white with two black spots at base; hemielytra glassy, a faint fascia on apex of clavus (or the whole apex), corial commissure, corio cuneal suture, veins of membrane and extreme outer margin of corium and cuneus, fuscous to brown; membrane and legs hyaline, the underside dirty yellow; ostiolar peritreme milky white.

Species of middle size for genus, scutellum strongly convex, flatly inclined or excavate on upper surface; embolio corial suture with a row of punctures; pronotum with a median crest or carina.

Genitalia: Pygophore (fig. 8) as shown in sketch. Left clasper curved at base, strongly narrowed near laminate apex, anal tube short.

Female: Similar to male in dimensions and color, pronotum in some specimens with a reddish tinge, brown spots on disc obsolete or faintly marked. A spot on abdomen, between second and third segment at upper portion of tergite, brown.

Rostrum reaching the middle coxae; anal tube short, 0,14 mm long.

Holotype: Male, Cuernavaca, Morelos, Mexico, IV.1945, N. L. H. Krauss, in the collection of the U. S. National Museum, No. 61970. *Allotype*: Female. *Paratypes*: 1 male and 3 females, same data as holotype (on foliage of *Eupatorium adenophorum*), in the collection of the USNM and of the author.

This species differs from all others of the genus in the color and in the structure of male genitalia.

Rev. Brasil. Biol., 15 (1) : 117-125
Abril, 1955 — Rio de Janeiro, D. F.

SÔBRE DUAS RAÇAS DE "DROSOPHILA NEOCARDINI STREISINGER (Drosophilidae, Diptera) [1]

A. BRITO DA CUNHA
Departamento de Biologia Geral, Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras. Universidade de São Paulo

(Com 4 figuras no texto)

As populações naturais de *Drosophila* são notáveis pela homogeneidade morfológica dos seus indivíduos. Essa pequena variabilidade é também indicada pela abundância de espécies extremamente semelhantes. Muitas espécies do gênero *Drosophila* são crípticas, isto é, indistinguíveis ou difìcilmente separáveis umas das outras pelos seus caracteres morfológicos, embora sejam sexualmente isoladas na natureza. *D. willistoni, D. paulistorum, D. tropicalis* e *D. equinoxialis* (BURLA e outros, 1949); *D. bocainensis* e *D. parabocainensis* (CARSON, 1954); *D. pseudoobscura* e *D. persimilis* (DOBZHANSKY & EPLING, 1944) são bons exemplos de espécies crípticas no gênero referido. Dados recentes de BURLA mostram que espécies crípticas são extremamente comuns também em outros gêneros de *Drosophilidae* (não publicado).

A homogeneidade morfológica dos indivíduos de populações naturais de *Drosophila* está em grande contraste com a variabilidade genética dessas populações que normalmente contêm uma enorme reserva de gens mutantes (PAVAN e outros, 1951), assim como de tipos cromosômicos diferentes (DA CUNHA & DOBZHANSKY, 1954; DA CUNHA, 1955). A maioria dos gens armazenados nas populações de *Drosophila* em condições naturais não produz modificações na aparência das moscas, seja por se tratar de gens recessivos que existem principalmente em estado heterozigoto, seja de gens que afetam sòmente caracteres fisiológicos.

A raridade de variação morfológica em espécies de *Drosophila* aumenta o interêsse dos poucos casos encontrados. *D. polymorpha* (Da Cunha. 1949. 1951), *D. kikkawai* [2] (Pavan & da Cunha, 1947; Freire-Maia, 1949), *D. rufa* (Oshima, 1952), *D. nigromaculata* (Mizuno, 1952), *D. auraria* (Moriwaki e

[1] Recebido para publicação a 14 de novembro de 1954.
Publicação n.º 125 do Departamento de Biologia Geral.

[2] A espécie estudada por FREIRE-MAIA, PAVAN & DA CUNHA como *D. montium* deve ser chamada *D. kikkawai* de acôrdo com BURLA (1954).

col., 1952) são espécies excepcionais por apresentarem populações com polimorfismo morfológico. As cinco espécies apresentam variação quanto à pigmentação do abdômen. A análise da genética da pigmentação feita em *D. polymorpha,* em *D. kikkawai* e em *D. rufa* mostrou que essa variação é adaptativa nas três espécies. *D. polymorpha* apresenta-se sob três formas diferentes: clara, intermediária e escura. A forma intermediária é heterozigota para um par de gens *Ee,* enquanto que as formas clara e escura são homozigotas, ou seja *ee* e *EE* respectivamente. *D. kikkawai* e *D. rufa* apresentam, em suas populações, indivíduos de dois tipos de pigmentação, claros e escuros. O tipo escuro é representado pelo homozigoto *AA* ou pelo heterozigoto *Aa* e a forma clara pelo homozigoto *aa.* Nas três espécies os indivíduos heterozigotos são adaptativamente superiores aos homozigotos. A superioridade dos heterozigotos determina a manutenção dos dois gens alelos diferentes na população e torna obrigatória a coexistência dos diversos tipos de pigmentação. O polimorfismo de *D. polymorpha, D. kikkawai* e de *D. rufa* é, portanto, do tipo balanceado.

O objeto do presente artigo é apresentar um tipo de variabilidade, encontrado em *D. neocardini,* diferente dos acima indicados.

D. neocardini, descrita por STREISINGER (1946) é um membro do grupo *cardini* do subgênero *Drosophila,* do qual também fazem parte, além de outras espécies, *D. polymorpha* e *D. cardinoides.* Essas três espécies são sexualmente isoladas, nunca havendo cruzamento na natureza nem no laboratório. *D. cardinoides* difere das duas outras por ser monomórfica e por ter coloração geral do corpo, pardo escura. As faixas abdominais pigmentadas de *D. cardinoides* são iguais às do tipo escuro de *D. polymorpha. D. polymorpha* e *D. neocardini* são ambas amarelas, diferindo quanto ao desenho das referidas faixas do abdômen. *D. polymorpha* ocupa uma posição intermediária no grupo, sendo sua forma escura semelhante à *D. cardinoides* quanto às faixas abdominais, e à *D. neocardini* quanto à coloração geral do corpo.

D. neocardini, de área de distribuição muito vasta, foi encontrada em Moura, Uaupés e Içana (Est. do Amazonas), Cruzeiro do Sul e Palmares (T. do Acre), Salvador e Ilhéus (Est. da Bahia), Itambacuri e Montes Claros (Est. de Minas Gerais), S. Paulo, Itanhaen, Vila Atlântica e Vila Bela (Est. de S. Paulo) por PAVAN (1952) e DA CUNHA (n. publ.). Na maioria dessas localidades, todavia, é rara, e por isso só foi possível obter boas amostras dessa espécie em Moura e em Itambacuri.

Nas margens do Rio Negro, em Moura, PAVAN, CARSON e o autor coletaram, em setembro de 1951, 108 indivíduos de *D. neocardini* num total de 5.020 indivíduos de *Drosophila.* Próximo do povoado de Itambacuri, nas margens do rio do mesmo nome em Minas Gerais, DOBZHANSKY e o autor coletaram em setembro de 1952 11.846 drosófilas, das quais 1.258 eram *D. neocardini;* 223 foram trazidas para o laboratório.

Os indivíduos dessa espécie obtidos em Moura e em Itambacuri concordam com a descrição de STREISINGER em todos os caracteres morfológicos, inclusive

a genitália, diferindo sòmente na pigmentação. STREISINGER (1946) faz a seguinte descrição das bandas pigmentadas dos tergitos abdominais: "Second, third and fourth tergites with narrow black marginal bands interrupted in the middle, and occasionally expanded on the sides toward the anterior margin which is seldom touched, the bands on the fourth tergite showing a tendency to break into four separate spots". Essa descrição indica que havia variação nas moscas analisadas. STREISINGER estudou linhagens provenientes de Tefé (Est. do Amazonas) mantidas no laboratório durante algumas gerações. É pois impossível conhecer a freqüência dos indivíduos apresentando expansões das bandas pigmentadas na natureza.

As duas amostras de *D. neocardini* por nós analisadas são muito diferentes uma da outra. A diferença entre a de Moura e a de Itambacuri é tão grande quanto a diferença entre *D. neocardini* e *D. polymorpha*. Os indivíduos de *D. neocardini* provenientes de Moura podem ser, pela sua morfologia externa, fàcilmente confundidos com os indivíduos claros de *D. polymorpha*. Todavia, caracteres da genitália e caracteres biológicos separam perfeitamente *D. neocardini* de Moura e *D. polymorpha*. Está aqui um claro exemplo da possibilidade de êrro quando se despreza, na taxonomia, caracteres biológicos e da genitália.

Podemos diferenciar as duas amostras de *D. neocardini* como raças ou subespécies distintas: *D. neocardini mourensis* e *D. neocardini itambacuriensis*, que passamos a apresentar em maiores detalhes.

Drosophila neocardini mourensis subsp.n.

(Figs. 1 e 2)

Localidade: Moura (Est. do Amazonas).

Macho e *fêmea* com bandas pigmentadas negras, estreitas, interrompidas no meio, no 2.º, 3.º e 4.º tergitos. As bandas do 3.º tergito são mais largas e nítidas do que as do 2.º e 3.º tergitos. Tanto os machos como as fêmeas não apresentam variabilidade na pigmentação e são iguais aos indivíduos das figs. 1 e 2.

Várias linhagens foram mantidas no laboratório durante anos sem apresentar variação alguma. Os indivíduos de Moura devem ser, portanto, homozigotos para os gens responsáveis pela pigmentação. O alargamento das bandas, em direção ao bordo anterior do tergito descrito por STREISINGER em moscas originárias de Tefé, nunca existe em *D. n. mourensis*. Todos os outros caracteres são semelhantes ao de *D. neocardini* Streisinger.

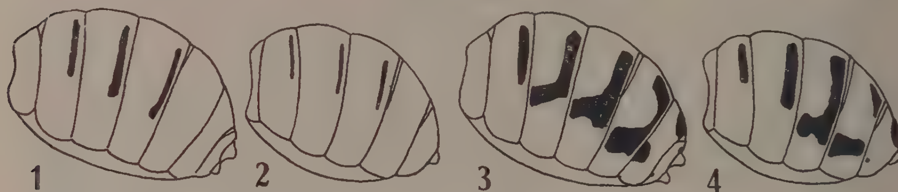
Drosophila neocardini itambacuriensis subsp.n.

(Figs. 3 e 4)

Localidade: Itambacurí (Est. de Minas Gerais).

Macho: 2.º e 3.º tergitos com bandas pigmentadas negras, interrompidas no meio e de largura uniforme. 4.º tergito com bandas interrompidas no meio e

expandidas lateralmente até o bordo posterior do 3.º tergito. 5.º tergito com quatro manchas triangulares, sendo duas no bordo posterior, uma de cada lado da linha mediana, e duas no bordo anterior próximo do limite ventral do tergito, uma de cada lado. 6.º tergito com uma mancha trapezoidal impar na linha mediana, indo do bordo posterior do tergito quase até o bordo anterior, e duas manchas triangulares pequenas, uma de cada lado, no bordo anterior, à altura da mancha lateral do 5.º tergito.



Drosophila neocardini mourensis subsp.n. — Fig. 1: Abdômen da fêmea; fig. 2: abdômen do macho. *Drosophila neocardini itambacuriensis* subsp.n. — Fig. 3: Abdômen da fêmea; fig. 4: abdômen do macho.

Fêmea: 2.º tergito com banda pigmentada interrompida no meio e de largura uniforme. 3.º e 4.º tergitos com bandas interrompidas na região mediana e com expansões laterais atingindo o bordo anterior do tergito. 5.º tergito como o 3.º e 4.º, tendo, todavia, expansão lateral maior e um estreitamento na região mediana da banda. 6.º tergito com uma mancha trapezoidal impar na linha mediana, indo do bordo posterior até quase o anterior e duas manchas, uma de cada lado, no bordo anterior do tergito, próximo do limite ventral. 7.º tergito com uma pequena mancha na linha mediana.

A pigmentação é bem diferente da descrita por Streisinger, enquanto que todos os outros caracteres são semelhantes. A amostra estudada por nós era perfeitamente homogênea, sendo todos os indivíduos como os das figs. 3 e 4. Foram analisados 55 machos e 168 fêmeas. Várias linhagens estão sendo conservadas no laboratório há 2 anos e não apresentam variabilidade, a não ser em muito pequeno grau, na profundidade do estreitamento da região mediana da faixa do 5.º tergito e na extensão da mancha lateral do 6.º, nas fêmeas assim como na largura das regiões pigmentadas laterais dos 4.º, 5.º e 6.º tergitos dos machos. E tal variabilidade é principalmente fenotípica, pois o mesmo indivíduo pode apresentar o máximo e o mínimo da variação nos lados opostos do corpo.

As moscas capturadas em Itambacuri deviam ser homozigotas para o gen condicionador de pigmentação.

Os holótipos, os alótipos, assim como uma série de parátipos serão depositados no Departamento de Zoologia da Secretaria de Agricultura do Est. de S. Paulo. Uma série de parátipos ficará no Departamento de Biologia Geral da Faculdade de Filosofia da Universidade de S. Paulo.

As linhagens dessas duas raças de *D. neocardini*, como as de espécies do grupo *cardini* em geral, mantem-se com dificuldade no laboratório. A maioria

das larvas de *D. neocardini* morre durante a pupação, obtendo-se poucos indivíduos adultos em cada cultura. *D. n. mourensis* é de cultura muito mais dificil do que *D. n. itambacuriensis*. Essas dificuldades impediram, até o momento, uma análise detalhada das diferenças genéticas entre as duas raças. Cruzamentos entre as duas raças em geral não dão descendentes em número apreciável, quando se usa um único casal de moscas. Essa dificuldade, todavia, é devida sòmente às condições de cultivo, pois o mesmo acontece quando se emprega um casal em cruzamentos intraraciais.

Os cruzamentos inter-raciais são tão férteis quanto os intra-raciais e os indivíduos híbridos dão também descendência normalmente fertil. Nos cruzamentos inter-raciais usaram-se principalmente fêmeas de *D. n. mourensis* e machos de *D. n. itambacuriensis*. Como *D. n. mourensis* é de cultivo extremamente dificil, tôdas as fêmeas dessa raça, aparecidas nas culturas, tiveram que ser empregadas para a manutenção das linhagens.

Qutorze cruzamentos de fêmeas *itambacuriensis* com machos *mourensis* foram feitos obtendo-se 755 indivíduos híbridos, sendo 498 fêmeas e 257 machos. Partindo-se de indivíduos híbridos, dez cruzamentos, originaram 819 indivíduos F_2, dos quais 600 eram fêmeas e 219 machos. A média de descendentes por cruzamento foi de 65 indivíduos, constituindo os machos 30%. O número de descendentes por cruzamento é insuficiente para uma análise genética e na Tabela 1 apresentam-se apenas os dados globais dos indivíduos F_1 e F_2, separando-se os sexos.

TABELA 1

Resultados de cruzamentos de machos de *D. n. mourensis* com fêmeas de *D. n. itambacuriensis* e de cruzamentos de híbridos F1 do tipo (3)

	(1)	(2)	(3)	(4)	(5)	Totais
♀♀ F_1	117 (23.5%)	72 (14.4%)	236 (47.4%)	69 (13.9%)	4 (0.8%)	498
♂♂ F_1	97 (37.7%)	50 (19.5%)	104 (40.5%)	5 (1.9%)	1 (0.4%)	257
♀♀ F_2	131 (21.8%)	27 (4.5%)	170 (28.3%)	192 (32. %)	80 (13.3%)	600
♂♂ F_2	154 (70.3%)	8 (3.6%)	50 (22.8%)	6 (2.7%)	1 (0.4%)	219

Quando se cruzam as duas raças, obtêm-se vários tipos de pigmentação que faltam nas raças originais. Os vários tipos de pigmentação que surgem nos cruzamentos foram classificados em 5: claro (1), intermediário claro (2), intermediário (3), intermediário escuro (4) e escuro (5). O tipo (1) corresponde a moscas iguais a *D. n. mourensis* e o tipo (5) corresponde a *D. n. itambacuriensis*.

Os resultados globais dos cruzamentos mostram a freqüência de indivíduos das várias classes, em F_1 e F_2, onde ocorrem indivíduos das 5 classes. Em F_1 há predominância de indivíduos (1) e (3), tanto entre os machos como entre as fêmeas, enquanto em F_2 há predominância de (3) e (4), seguidos de perto por (1), entre as fêmeas, e predominância de (1) entre os machos, sendo ainda (3) relativamente abundante, e (2), (4) e (5) raros.

Resultados de F_1 e de F_2 dos cruzamentos de fêmea *D. n. mourensis* e machos *D. n. itambacuriensis* são menos abundantes pelas razões expostas acima, mas sugerem o mesmo resultado.

Infelizmente não foi possível obter-se até agora, de cada casal cruzado, um número de descendentes suficiente para uma análise genética de cada cruzamento individual. Os resultados aqui apresentados, todavia, já permitem algumas observações interessantes sôbre as diferenças genéticas entre as duas raças.

A homogeneidade da linhagem de *D. n. mourensis,* bem como a da linhagem de *D. n. itambacuriensis,* indicam que essas duas raças são homozigotas para o gen, ou gens, que condicionam a respectiva pigmentação tipo (1) *D. n. mourensis* e tipo (5) *D. n. itambacuriensis.*

Quando se cruzam as duas raças, obtem-se grande variabilidade em F_1. Entre os indivíduos híbridos encontra-se grande número de intermediários: 47,4% — (3), 14,4% — (2) e 13,8% — (4), entre as fêmeas, e 40,5% — (3), 19,5% — (2) e 1,9% — (4), entre os machos. Encontra-se também grande número de indivíduos claros como os pais (23,5% das fêmeas e 37,7% dos machos), sendo raros os indivíduos escuros como as mães. Essa variabilidade dos indivíduos F_1 indica que as duas subespécies são heterozigotas para gens modificadores da pigmentação, que não se manifestam fenotìpicamente nas duas raças, mas sim nos híbridos, produzindo grande variabilidade da pigmentação em F_1 e F_2. A segregação dos gens modificadores não pode ser vista dentro das raças; torna-se aparente, no entanto, nos indivíduos de genotipos híbridos.

Há também nos cruzamentos uma diferença de freqüência das várias classes, nos machos e nas fêmeas. Assim, em F_2 encontram-se 21,8% de fêmeas claras (1) enquanto 37,7% dos machos são claros (1); 13,3% das fêmeas são (5) enquanto só 0,8% dos machos são dêsse tipo. Parece, portanto, que os gens modificadores da pigmentação têm seus efeitos influenciados pelo sexo de seus portadores.

Êsses dados indicam de maneira nítida que *D. n. mourensis* e *D. n. itambacuriensis* são duas raças diferentes. Raças ou subespécies, no conceito biológico desenvolvido principalmente por DOBZHANSKY e por MAYR, hoje aceito quase que universalmente, são populações de uma só espécie, diferindo nas freqüências de certos gens. Em organismos com reprodução cruzada, como *Drosophila,* as raças nunca são puras; apresentam sempre grande variabilidade gené-

tica. Raças puras só se encontram em organismos com autofecundação ou com partenogenese. O conceito biológico de raça é, por conseguinte, um conceito estatístico.

D. n. mourensis difere de *D. n. itambacuriensis* na freqüência dos gens que determinam o tipo de pigmentação dos indivíduos. A primeira raça é homozigota ou pura para o gen, ou gens, que condicionam o tipo claro; a segunda é homozigota ou pura para o gen, ou gens, que condicionam o tipo escuro. Essas duas raças, entretanto, são heterozigotas ou híbridas para numerosos outros gens que podem influenciar a pigmentação, modificando o efeito dos gens principais, responsáveis pelo tipo pigmentar dos indivíduos. Dentro de cada raça os genótipos estão de tal maneira nela integrados que os gens potencialmente modificadores, ou não se manifestam, ou colaboram na formação de um único fenótipo. Quando se cruzam as duas raças dá-se uma recombinação de genótipos diferentemente integrados, produzindo-se uma quebra do equilíbrio e conseqüentemente a variabilidade muito grande que é observada nos cruzamentos.

A pigmentação em *Drosophila* é um carater adaptativo ou está relacionada com um tal carater, como o autor mostrou em *D. polymorpha* (DA CUNHA, 1949, 1951). A pigmentação em si não terá, entretanto, valor adaptativo, mas adquire-o através de processos fisiológicos com ela relacionados. A aparência que ela determina é, provàvelmente, um carater neutro. A diferença genética entre as raças de *D. neocardini* deve ter sido produzida pela seleção natural, selecionando os gens em função dos processos fisiológicos por êle determinados e não em virtude da aparência das moscas. A diferença fenotípica das raças de *D. neocardini* deve ser uma conseqüência de sua diferenciação fisiológica produzida pela adaptação das populações a ambientes diversos, através da seleção natural. Nesses ambientes foram selecionados gens distintos, disso resultando a diferenciação racial. Enquanto que essas raças são puras para certos gens, são híbridas para outros, como vimos.

O caso aqui relatado é o primeiro em que raças de uma única espécie de *Drosophila* são claramente diferenciadas quanto à morfologia. É interessante a diferença encontrada em duas espécies tão próximas como *D. polymorpha* e *D. neocardini*: enquanto que as populações de *D. polymorpha* são polimórficas, coexistindo os vários tipos na mesma população, nas duas raças de *D. neocardini* aqui estudadas os tipos diferentes foram segregados em populações homogêneas distintas.

Agradecimentos — Deixo aqui os meus mais sinceros agradecimentos aos Profs. C. PAVAN e M.G. FERRI pelas valiosas sugestões; à D. THEREZINHA DE M. UNGARETTI pela parte datilográfica e a Da. MARTA ERPS BREUER pelos desenhos. As viagens de coleta foram financiadas pela Fundação Rockefeller, pelo Conselho Nacional de Pesquisas e pelos Fundos de Pesquisa da Universidade de São Paulo. Agradecemos sinceramente a valiosa colaboração dessas instituições.

SUMMARY

Drosophila neocardini is one of the few species of *Drosophila* which is morphologically variable. The distribution area of *D. neocardini* is very large, the species having been found all over Brasil. However, *D. neocardini* is a rare species in most of the localities where collecting has been done. Two good samples of *D. neocardini* were obtained, one from Moura, along Rio Negro (State of Amazonas) in the Amazon Basin, and the other from Itambacuri, along the river of the same name, in the Rio Doce Basin (State of Minas Gerais). The two samples were very different in regard to the pattern of the pigmented bands of the abdomen. While all the flies from Moura were light colored (figs. 1 and 2), those from Itambacuri were dark (figs. 3 and 4). The two samples were uniform. No variability was found in *D. n. mourensis*. *D. n. itambacuriensis* varies a little but its small variability is mainly phenotypical since the same fly may show the maximum and the minimum of the variability range in the opposite sides of the body. The flies from both samples can be crossed easily giving normal and fertile descent. Based on these samples, two races or subspecies, *D. n. mourensis* and *D. n. itambacuriensis* are described.

In striking contrast with the morphological uniformity of the two races, the hibrids produced by their intercross are very variable. The F_1 hibrids, as well as the F_2, were classified in five groups according to the degree of their pigmentation: light (1), light-intermediate (2), intermediate (3), dark-intermediate (4) and dark (5). The light class (1) corresponds to individuals like *D. n. mourensis* and the dark (5) to individuals like *D. n. itambacuriensis*. The results of the crosses are presented in Table 1. *D. neocardini* does not breed well in the laboratory and thus a detailed analysis of the genetical differences between the races is impossible. The morphological uniformity of the samples of the two races obtained in nature, and the results of the interracial crosses show; a) that the two races are homozygous for the major gene or genes that determine the pattern differences which characterize both races; b) that the populations are heterozygous for genes which act as modifiers in the hybrid genotypes.

Probably in *D. neocardini*, as in *D. polymorpha* (DA CUNHA 1949, 1951) which is closely related to it, the pigmentation patterns are an adaptive character. Within each race the genotypes are integrated in such a way that no morphological variability is produced, despite the fact that the races are heterozygous for genes which produce great variability when the integration of the racial genotype is disrupted by interracial crossings.

The racial differentiation and the genotype integration within the races were most probably produced by natural selection.

BIBLIOGRAFIA

BURLA, H., 1954, Distinction between four species of the "*melanogaster*" group, *Drosophila seguyi, D. montium, D. kikkawai* sp.n. and *D. auraria* (Drosophilidae, Diptera). *Rev. Brasil. Biol.*, 14 : 41-54.

BURLA, H., DA CUNHA, A.B., CORDEIRO, A.R., DOBZHANSKY, TH., MALOGOLOWKIN, C. & PAVAN, C., 1949, The *willistoni* group of sibling species of *Drosophila. Evolution*, 3 : 300-314.

CARSON, H.L., 1954, Interfertile sibling species in the *willistoni* group of *Drosophila. Evolution*, 8 : 148-165.

DA CUNHA, A.B., 1949, Genetic analysis of the polymorphism of color pattern in *Drosophila polymorpha. Evolution*, 3 : 239-251.

DA CUNHA, A.B., 1951. Contribuição ao estudo do polimorfismo. *Bol. Fac. Fil., Ciên. e Letr. Univ. S. Paulo*, 131 — Biologia Geral N.º 9 : 1-58.

DA CUNHA, A.B., 1955, Chromosomal polymorphism in the Diptera. *Advances in Genetics*, 7 : (em impressão).

DA CUNHA, A.B. & DOBZHANSKY, TH., 1954, A further study of chromosomal polymorphism in *Drosophila willistoni* in its relation to the environment. *Evolution*, 8 : 119-134.

DOBZHANSKY, TH. & EPLING, C., 1944, Taxonomy, geographic distribution, and ecology of *Drosophila pseudoobscura* and its relatives. *Carnegie Inst. Wash. Publ.*, 554 : 1-46.

FREIRE-MAIA, N., 1949, Balanced polymorphism in *Drosophila montium. Evolution*, 3 : 98.

MIZUNO, T., 1952. A note on the genetical survey of *Drosophila* in Hokkaido. *Coordinating Comit. for Res. in Genetics Publ.*, 3 : 51-55.

MORIWAKI, D., OKADA, T. & KUROKAWA, H., 1952, Two types of *D. auraria. D. I. S.*, 26 : 112.

OSHIMA, C., 1952, Genetic analysis of the dimorphism of color pattern in *D. rufa. D. I. S.*, 26 : 116.

PAVAN, C., 1952, *Relações entre populações naturais de Drosophila e o meio ambiente*. Tese. 107 pp.

PAVAN, C., CORDEIRO, A.R., DOBZHANSKY, N., DOBZHANSKY, TH., MALOGOLOWKIN, C., SPASSKY, B. & WEDEL, M., 1951, Concealed genic variability in Brazilian populations of Drosophila willistoni. *Genetics*, 36 : 13-30.

PAVAN, C. & DA CUNHA, A.B., 1947, Espécies brasileiras de *Drosophila*. *Bol. Fac. Fil. Ciên. e Letr. Univ. S. Paulo*, 86 — Biologia Geral N.º 7 : 3-46.

STREISINGER, G., 1946, The *cardini* species group of the genus *Drosophila*. *J. N. York Ent. Soc.*, 54 : 105-113.